

INDICE

Introducción	1
Estados de estudio a campo en Mastozoología	2
Relevamiento de la fauna regional-Censos	3
Técnicas y métodos de captura de mamíferos	8
Métodos de captura a la mano	8
Métodos de captura mecánica	11
Métodos de captura e inmovilización química	20
Técnicas para el marcado y la identificación	26
Registro de datos	30
Medidas corporales externas y peso	31
Determinación del sexo y estado reproductivo	33
Recolección de parásitos externos	36
Preparación de pieles de colección	36
Limpieza de cráneos y esqueletos	42
Las medidas del cráneo	43
Las medidas de los dientes	45
Otras técnicas no comunes desarrolladas en campaña	47
Cálculo del tamaño de poblaciones por métodos de captura, marcado y recaptura	48
Método de captura triple o de Bailey	49
Método de Jolly	49
Método de extracción continua o eliminación progresiva	51
Lista bibliográfica	54

CAJA B-10
X00396

NO SE PRESTA

FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES
Y MUSEO

CATEDRA DE MASTOZOOLOGIA

- MANUAL DE METODOS DE CAMPO PARA EL ESTUDIO DE LOS MAMIFEROS -

POR: JUAN JOSE BIANCHINI
HILDA DELUPI
HECTOR A. REGIDOR

- AÑO 1987 -

X00396
8/9/04

Caja B-10

INTRODUCCION

-1-

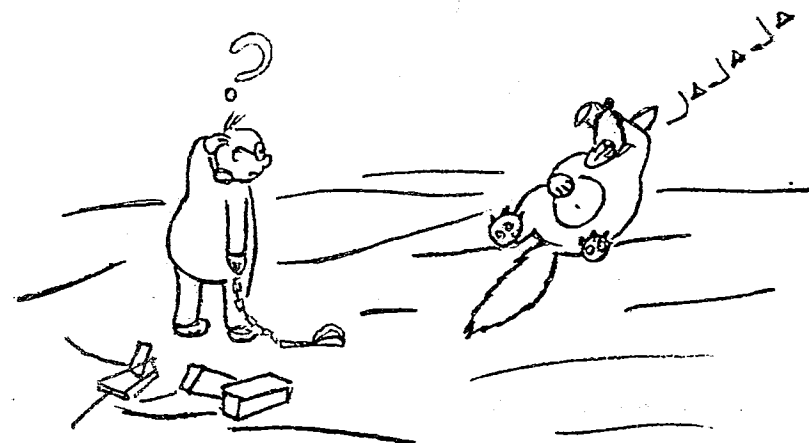
La idea de preparar un manual de métodos de estudio a campo de los mamíferos, nació en el año 1968 cuando debí afrontar mi primera experiencia de trabajo y comprobar que no poseía la menor información en lo que se refiere al conocimiento de métodos, técnicas y utilización de equipos de estudio.

Existen excelentes tratados y manuales de campo editados en el exterior, pero muchos, debido a su especificidad, raramente se encuentran en las librerías, no son accesibles debido a su precio, y en muchos casos son de circulación restringida para uso interno en museos o institutos, o simplemente, se han agotado.

A partir del año 1985, junto a Hilda Delupi y Héctor Regidor, iniciamos la preparación de algunos capítulos que cubrían aspectos sobre la recolección de datos, preparación de materiales de estudio y métodos para la estimación de tamaños poblacionales. Paulatinamente se fueron agregando otros temas, dando origen en 1987, aumentados y corregidos, a este proyecto de manual.

Pensamos que esta contribución no es suficiente, deberá ser mejorada, y de ninguna manera será un aporte fundamental para el mastozoólogo experimentado. Sin embargo, nos sentiremos altamente gratificados si alguna vez sabemos que sirvió para orientar en forma aproximada a quien hace sus primeras armas en el estudio de los mamíferos, que mómido de su bagaje de trampas y otros artefactos, en el campo se pregunta, rascándose la cabeza, " y ahora que hago? ".

Lic. Juan José Bianchini



MÉTODOS DE ESTUDIO A CAMPO EN MASTOZOLOGÍA

En la realización de estudios a campo de mamíferos se emplean métodos y técnicas distintos según la finalidad del plan de trabajo.

Entre las propuestas corrientes en estudios mastozoológicos figuran:

- a- iniciar el relevamiento de la fauna regional como paso previo a la realización de estudios posteriores, y la obtención de ejemplares de documentación que van a ser depositados en colecciones;
- b- estudios sobre comportamiento ecológico de poblaciones de una o más especies de mamíferos;
- c- obtención de ejemplares para el desarrollo de investigaciones puntuales.

De acuerdo a los fines perseguidos se plantean dos alternativas: la obtención de ejemplares muertos, que son sacrificados en forma inmediata a la captura, o la captura y mantenimiento de ejemplares vivos.

Independientemente del objetivo de estudio, es siempre conveniente realizar un reconocimiento previo de la zona con el propósito de determinar si existen evidencias que delaten la presencia, identidad y actividad de mamíferos. Estas evidencias indirectas son huellas o pisadas impresas en suelos blandos, excrementos o "cagarrutas" (Ojasti 1973), senderos en la vegetación ocasionados por el tránsito continuo de animales, túneles, guaridas y excavaciones, vegetales roídos, cortados o descortezados en forma característica. Su evaluación aporta importante información respecto no solo a la presencia, identidad y actividad (Bang y Dahlsstrom 1970, Rodríguez Jiménez 1972), sino que también permite estimar, con cierto grado de aproximación, numerosidad (Justice 1961, Franklin 1986).

Desde el punto de vista metodológico se establecen convencionalmente dos tipos de mamíferos en relación a su tamaño:

- i) Pequeños mamíferos, cuyo peso no supera los 4,5 kg.
- ii) Grandes mamíferos, con un peso mayor a 4,5 kg.

Corrientemente al primer grupo se lo subdivide en dos categorías:

- i_a) Micromamíferos, integrado por formas que pesan pocos gramos, como la mayoría de los insectívoros, roedores miomorfos, quirópteros y numerosos marsupiales.
- i_b) Pequeños mamíferos, reservado para aquellos cuyo peso se encuentra entre los 250 g y los 4,5 kg.

Ambos subgrupos, normalmente por su tamaño y/o sus hábitos crepusculares o nocturnos, pasan desapercibidos, ocultos por la vegetación o accidentes del terreno; en forma esporádica se los observa cuando transitan zonas descubiertas o en épocas de máxima densidad poblacional, cuando recorren prácticamente toda su área de dispersión siendo visualizados tanto de día como de noche.

Relevamiento de la fauna regional-Censos

Estimar el total de individuos existentes en un área bien definida es el objetivo de todo censo o apreciación estadística; el punto de partida es el reconocimiento físico de la zona que se pretende documentar. También es necesario estar informado de la distribución hasta entonces conocida de, o de las especies en estudio, pues puede suceder que algunas se encuentren en el límite de su área general de distribución y su abundancia en este caso sea naturalmente algo menor, sin que por ello pueda calificarse a la especie como en disminución o retroceso.

a- Censos de grandes mamíferos

En las especies de mayor tamaño, y si es posible visualizar a los animales en horas del día, es suficiente el recuento directo y la identificación a distancia, cuando lo que se pretende es establecer la situación numérica o estatutaria de la población.

El reconocimiento y recuento por sucesivos contactos visuales generalmente es realizado siguiendo el recorrido de una línea recta o transecta previamente establecida -en inglés STRIP CENSUS (Robinette et al 1974)- contando los ejemplares que el observador localiza en su avance; se suele recurrir a transectas recorridas a pie, en vehículos terrestres o aéreos. Los datos o cifras obtenidas permiten establecer valores relativos de densidad, que más que nada aproximan a un conocimiento sobre la abundancia o escasez de determinada especie.

En las transectas recorridas en vehículos se adopta normalmente un diseño en emparrillada, pudiéndose de esta forma cubrir la totalidad del área.

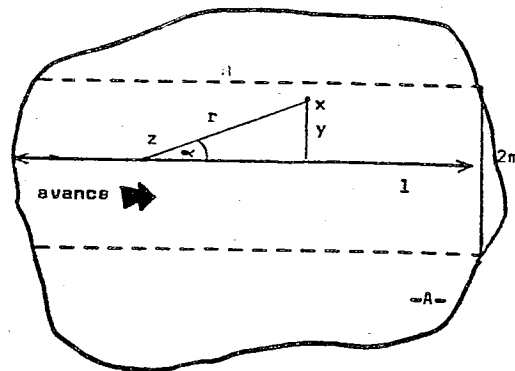
Cuando se usan aviones o helicópteros, la altura óptima de vuelo oscila entre los 40 y 90 m; de esta manera el campo visual es amplio y los animales no alteran mayormente su comportamiento como en el caso en que se realizan vuelos rasantes. Es preferible el uso de aviones pequeños, de vuelo lento y, en lo posible, provisto de flaps. Para una mayor eficiencia es importante la elección del horario de vuelo; de acuerdo a la experiencia las mejores horas son las de la mañana, debido a las condiciones de mayor visibilidad por claridad del aire, y también las horas que preceden a la caída del sol, pues los rayos solares inciden en forma oblicua proyectando largas sombras que ayudan a una mejor detección. Incluso se tiene en cuenta que estas son las horas que marcan el inicio o cese de actividades en las distintas especies, momentos en que los individuos comienzan sus desplazamientos hacia las zonas de pastoreo o abrevaderos, inician la exploración y activi-

dad de caza, o retornan a sus guaridas, refugios o dormitorios.

Al trabajar con vehículos terrestres los desplazamientos se ven frecuentemente imposibilitados por las condiciones del terreno no pudiéndose aplicar el diseño en emparrillada; se recurre entonces al tránsito por caminos vecinales e internos - ROAD STRIP CENSUS (Green 1979)- procurando en el recorrido delimitar un área de superficie conocida o calculada en base a los datos de distancias recorridas entre puntos acotados. El itinerario se repite, en la medida de lo posible, varias veces en el día y en distintas épocas del año, luego mediante análisis estadístico de significación puede estimarse el número de ejemplares y el grado de ajuste.

Fig. 1- Estimación de área censada y distancias al ejemplar observado.

A= área total de estudio
l= longitud de la transecta
2m= ancho total de la franja censada
z= posición del observador
x= animal visualizado
y= sen α , r = distancia ejemplar-transecta
r= distancia observador-ejemplar



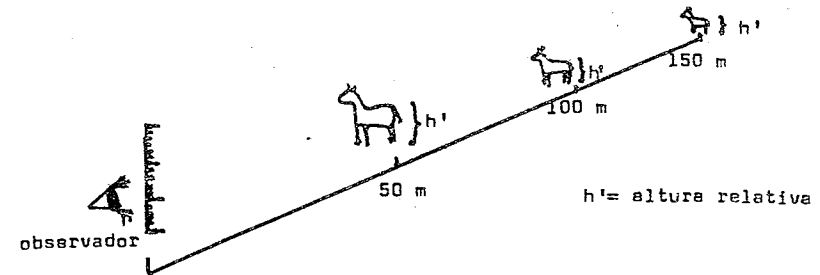
Para estimar la densidad de ejemplares al trabajar con transectas, se requiere determinar sobre el área una franja lateral a los lados de la línea de avance (Fig. 1). El ancho de la misma se mide sobre el terreno en distintas formas; una, de tipo directo, consiste en medir la distancia perpendicular desde la transecta a un punto determinado y mediante jalones u otras marcas, como por ejemplo trozos de tela atados a arbustos y árboles, marcar sobre el terreno las dos líneas auxiliares.

En zonas llanas y descubiertas, con condiciones óptimas de visibilidad, el ancho total de la franja puede coincidir con el doble del valor máximo de visibilidad establecido para el día (10 o 12 km); en estos casos el avance debe ser muy lento, explorándose el espacio con la ayuda de binoculares.

Otra manera de establecer el ancho de la franja y la distancia a la cual se encuentra el ejemplar con relación al observador ha sido desarrollada conociendo la altura media de la especie en estudio (o de cada clase de edad) y el tamaño al que un animal se verá a distintas distancias. Se han empleado siluetas recortadas en madera aglomerada u otro material similar imitando a un individuo de la especie estudiada en tamaño normal. Sobre un terreno de características semejantes al área de trabajo, o en ella misma, se ubica a distintas distancias del observador la silueta; ésta, con una regla graduada, goniómetro o teodolito, mide la altura observada de la figura para cada distancia y, conociendo esta última, elabora una escala de

referencia basada en la relación entre la altura relativa del ejemplar y la distancia conocida (Fig. 2).

Fig. 2- Cálculo de distancias conociendo la altura relativa de un ejemplar a distancias conocidas.



La distancia observador-objeto se puede medir en forma perpendicular (Fig. 1, y), o desde una visual no perpendicular (Fig. 1, r).

El valor estimado de la población puede calcularse como la relación existente entre el número de ejemplares observados (n), la superficie del área total de estudio (A), la longitud conocida de la línea de avance (l) y la distancia media observador-ejemplar censado (\bar{r}).

$$\text{Tamaño poblacional estimado} = N = \frac{(n) \cdot (A)}{2 \cdot (l) \cdot (\bar{r})} \quad (\text{Leopold et al 1951})$$

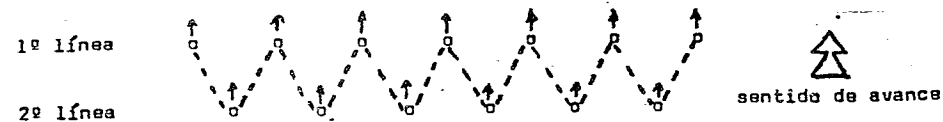
Fórmulas similares han sido desarrolladas y utilizadas por Webb (1942), Hayne (1949), Gates (1969) y otros autores.

Valores más precisos se pueden obtener mediante la realización de los denominados censos de arreo; los mismos consisten en el avance a lo largo de una o dos líneas de un grupo relativamente numeroso de personas -batidores- que se adelantan cubriendo un área determinada. La distancia entre las mismas debe ser la suficiente para cubrir el mayor espacio posible, pero debe mantenerse el contacto visual permanente entre ellas con el propósito de evitar la existencia de zonas ciegas o la no detección de ejemplares que intenten eludir a los censistas ocultándose o retrocediendo. El método ideal es aquel en el que un grupo avanza precediendo a una segunda línea de observadores que cubre los espacios entre hombre y hombre de la primera avanzada, de este modo se arrean los ejemplares rezagados u ocultos (Fig. 3). Es común que otro grupo de observadores se oculte en los posibles lugares de paso, en puntos elevados desde los cuales, con binoculares y mediante el uso de relojes contadores o cuentaganados, registran el pasaje de animales.

Esta técnica supone una cobertura prácticamente total del área censada y la imposibilidad de que algún individuo pueda pasar desapercibido. En muchos casos los animales son conducidos hacia dispositivos de captu

ra, corrales de redes o paños, mangas de embudo terminadas en corrales, o hacia apostaderos desde donde tiradores ocultos, armados con disparadores de drogas inmovilizantes, reducen a los mismos.

Fig. 3- Esquema de censo de arreo utilizando dos líneas de batidores



Una técnica relativamente reciente es la aerofotografía, empleada con particular éxito en censos de especies migradoras como el caribú, en estudios numéricos de apostaderos de pinnípedos y otros casos donde el elevado número, densidad y movilidad de los individuos dificultaba el conteo directo.

Los datos obtenidos en el campo al realizarse los censos deben volcarse inmediatamente en planillas que han sido previamente diagramadas de acuerdo a las necesidades de la investigación (Fig. 4).

Fig. 4- Planilla de censo

Especie: <u>Odocoileus columbianus celer...</u>				
Localidad: <u>Ariz. - Valle de San Juan...</u>				
Fecha: <u>3-2-79</u> Hora de inicio: <u>8:30</u> Hora de finalización: <u>16:30</u>				
Cielo: <u>DESNUDO</u> Visibilidad: <u>20 km</u> Dirección viento: <u>SE</u> Velocidad viento: <u>5 nudos</u>				
Longitud transecta (l): <u>10 km</u> Ancho (2 M): <u>2000 m</u>				
Superf. total del área de estudio (A): <u>2000 ha</u>				
Observadores: <u>Santhini - Acuña</u>				
Otros datos:				
Número (n)	Sexo	Edad	Distancia perpendicular (y)	Distancia al ejemplar(r)
01	♂	ADULTO	200 m	530 m
02	♀	ADULTO	175 m	420 m
////////////////////////////////////				
Total de individuos observados: <u>17</u>				
Machos: <u>2</u> Hembras: <u>9</u> Crías: <u>6</u>				

ya observación es difícil, se emplea corrientemente el método de captura, marcado y recaptura o CMR (Lincoln 1930). Cabe señalar que éste ha sido también aplicado con éxito en grandes mamíferos, como por ejemplo el ciervo de cola blanca (Clover 1956), la corzuela (Strandgaard 1967) y el zorro europa (Jensen 1968); asimismo se ha utilizado en formas diurnas y visibles como osos (Bailey 1927) y focas de Weddell (Siniff et al 1977). Las distintas posibilidades surgidas a partir del CMR han sido muy bien compiladas por Meunier y Solari (1979); más adelante éste y otros métodos de estimación poblacional serán detallados.

En pequeños mamíferos el CMR exige trabajar con algún modelo de trampa de captura viva (LIVE TRAPS); la configuración del diseño de trampa puede variar desde una línea de estaciones de muestreo o transecta, pasando por dos o más transectas que se cruzan (Cajal 1981, O'Farrell et al 1977), hasta llegar a una grilla de estaciones de muestreo de tipo cuadrangular (Gebczynska 1966). En cada estación de muestreo puede haber una o más trampas; la distancia entre estaciones depende de la especie a capturar.

Los ejemplares capturados son marcados y liberados, previa obtención de los datos de rutina, en el lugar original de captura. En sucesivos tiempos se intenta su recaptura o visualización, y la identificación por su marca. Los valores numéricos registrados permiten el cálculo del tamaño poblacional mediante la aplicación de fórmulas establecidas.

El sistema es utilizado también para la determinación de área de actividad -"home range"- a nivel individual y poblacional; normalmente para el establecimiento de estos valores, los sucesivos datos de localización de los ejemplares se vuelcan en mapas a escala indicando sobre los mismos la distancia entre los puntos de captura o visualización de los individuos marcados (Hayne 1949).

Se debe recordar que para aplicar el CMR y obtener datos válidos es necesario que se cumplan varias condiciones:

- 1) La marca no afecta al animal y no se pierda.
- 2) Los animales marcados se integran efectivamente a la población.
- 3) Todos los animales son muestreados al azar, o sea, todos los individuos pertenecientes a los distintos agrupamientos de la población son capturados en la proporción en la que aparecen en la población; debiéndose considerar además, que todos los individuos podrán ser capturados en el transcurso de la experiencia.
- 4) Se debe tener en cuenta el tiempo de realización de la experiencia; debe ser lo suficientemente prolongado a fin de posibilitar la mezcla de los individuos marcados en la población, y de muestrear a aquellos ejemplares de captura tardía o reacios a penetrar en las trampas.

b- Censos de pequeños mamíferos

En especies de pequeño tamaño, especialmente las nocturnas, cu

Tal vez la parte más importante de cualquier proceso de captura es el período inicial de estudio y planeamiento, antes de iniciar cualquier procedimiento en sí. Es esencial tener en cuenta variables como el peso y la velocidad de carrera de los animales, así como establecer los hábitos de comportamiento de las especies a tratar, tales como horario de actividad, lugares frecuentados, zonas de tránsito, áreas de concentración, localización de guaridas. Es más fácil capturar animales con métodos que se adecuen a sus hábitos que con métodos preparados de acuerdo a las costumbres del científico (Chañi 1980).

Los métodos de captura son variados, pudiendo clasificarse en técnicas de captura viva o muerta, y en métodos manuales, mecánicos y químicos; los medios y equipos serán distintos según se trate de pequeños o grandes mamíferos.

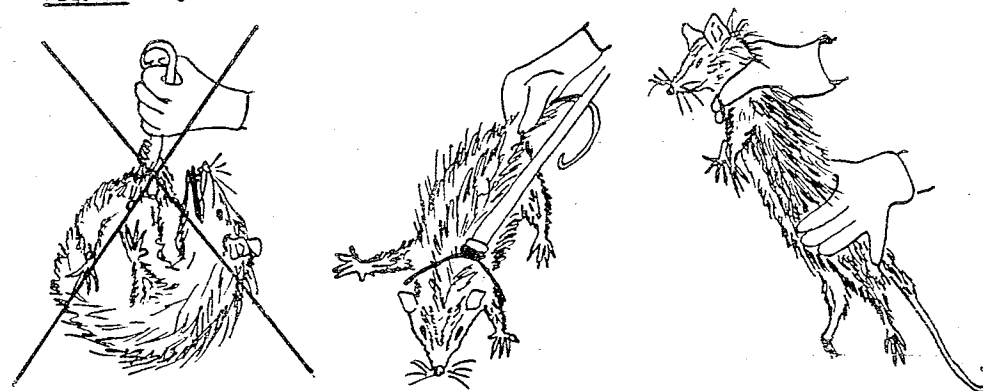
Es necesario señalar que el objetivo de la captura muerta de animales es la obtención de ejemplares para documentación e integración a colecciones científicas o para estudios de anatomía, histología, composición de la dieta y otros que requieran el sacrificio del animal. Se debe establecer previamente el número de especímenes a eliminar procurando, por principios éticos y prácticos, limitar éste al mínimo, ya que por un lado la sobrecaza puede comprometer la estabilidad de la población, máxime en periodos de mínima densidad, y por otro lado, una cantidad excesiva de animales motiva que los mismos no puedan ser procesados convenientemente para su posterior conservación, dificulta el registro de datos, y en la mayoría de los casos concluye en el desperdicio de material, tiempo y esfuerzo. Resulta obvio que estas prácticas nunca deben aplicarse al estudio de especies amenazadas, vulnerables o raras.

Métodos de captura manuales

Muchas especies, por su tamaño, hábitos u otras variables no pueden ser capturadas con trampas, en consecuencia se debe apelar al uso de métodos manuales. Estos métodos son aquellos en los cuales el cazador atrapa a sus presas valiéndose de sus manos en forma directa o mediante la utilización de elementos auxiliares como son redes, palos con lazos, conos de paño, lazos y otros dispositivos similares.

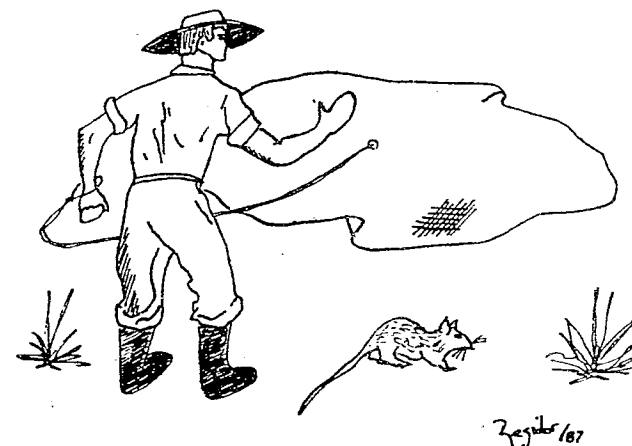
En especies de hábitos nocturnos, la captura se facilita cuando se emplean linternas o faros buscahuellas que encandilan a los animales. El encandilamiento y sujeción a mano se emplea en Australia en la captura de grandes canguros, ya sea con fines científicos o deportivos. Hemos aplicado este sistema en la captura de ratas conejo Reithrodon physodes y también en comadrejas ovaras Didelphis albiventris. A fin de evitar mordeduras, el ejemplar reducido debe ser sujetado firmemente con una mano por la nuca, mientras que con la otra se lo toma dorsalmente a la altura de la cintura pélvica, o por la base de la cola, con lo que se logra su total inmovilización (Trebbau 1978), (Fig. 10).

Fig. 10- Sujeción correcta e incorrecta de animales.



Otros métodos también considerados manuales emplean redes que se arrojan en forma directa sobre los ejemplares cuando se los sorprenda descansando u ocultos, o desde vehículos en marcha cuando se los persigue. Existen distintos diseños y medidas, desde paños simples, cuadrangulares o rectangulares, de lados mayores al metro y medio, hasta modelos circulares con lazos de cierre y pesos como lastre, que se utilizan lanzadas desde vehículos terrestres, acuáticos o aéreos. El animal es perseguido y cuando se logra la aproximación se arroja sobre el mismo la red. Este sistema se ha empleado con éxito en capturas de venados de las pampas Ozetoceros bezoarticus arrojando las redes desde aviones y helicópteros (Bianchini, com. pers.).

Fig. 11- Modelo circular de red para ser lanzada sobre pequeños mamíferos.

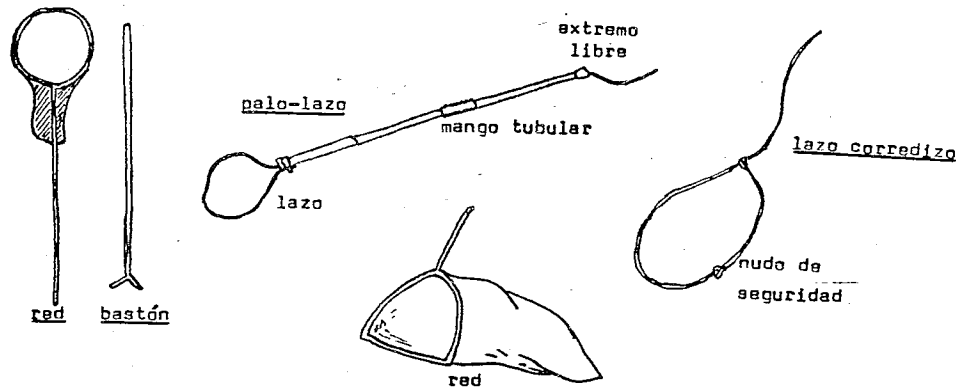


Las paredes de redes son paños rectangulares de varios metros de longitud, que manualmente se pueden operar extendiéndolos en el suelo y forzando el paso de los animales arreándolos; en ese momento, dos operadores situados en los extremos levantan la red, que al ser embestida cae, aprisionando a

uno o más ejemplares. Este sistema proporciona buenos resultados cuando se utiliza en corrales o ambientes confinados en parques zoológicos y clausuras, y con especies de comportamiento aleatorio respecto a su manejo con drogas inmovilizantes como el antilope azul Antilope cervicapra, al ciervo axis Corvus axis (= Axis axis) o la mara Dolichotis patagonum.

-10-

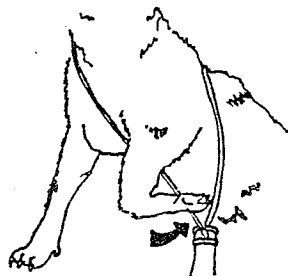
Fig. 12- Elementos utilizados en la sujeción de animales.



El uso de lazos, palos-lazos, redes de mano y bastones (Fig. 12) se aplica frecuentemente para la sujeción de animales enjaulados o acorralados, cuando es posible extraerlos de túneles o cobijos, o cuando se encuentran aprisionados en trampas.

El palo-lazo o cogotera está constituido por una varilla de madera o caño metálico de 1,5 a 2 metros de largo, en su extremo anterior hay un lazo corredizo, cuya punta libre se continua en dirección al operador; éste lo acciona tirando de ella cuando ha logrado pasar el lazo por la cabeza del ejemplar. Para evitar el ahorcamiento o ruptura de vértebras, el lazo debe aprisionar el cuello y pasar por debajo de uno de los miembros anteriores, de esta forma se los puede manejar con seguridad y sin riesgo de escape o lesiones (Fig. 13). El ejemplar se libera soltando el extremo del lazo y permitiendo que por su propio peso y sus movimientos, logre desasirse una vez que ha sido introducido en la caja, jaula o bolsa de transporte, o en su nuevo alojamiento.

Fig. 13- Utilización correcta del palo-lazo o cogotera.



La cogotera ha sido empleada en la reducción de carnívoros medianos (zorros, gatos silvestres, hurones, zorrinos) y también en el manejo de coipos Myocastor coypus y carpinchos Hydrochoerus hydrochaeris.

Para grandes mamíferos se utilizan cogoterías de mayor longitud (3 a 5 m); cuando el objetivo es capturar especies en amplios espacios abiertos se emplean vehículos, siendo éste un excelente sistema en muchas praderas y llanos. El éxito depende del terreno con pocos obstáculos y un manejo habilidoso de los conductores. Lo mejor es utilizar dos jeeps o camionetas, que tienen gran movilidad; éstas se lanzan en persecución del animal seleccionado, al cual se debe apartar del resto de la manada para evitar accidentes, cuando el ejemplar es alcanzado se reduce la velocidad igualándola con la de la presa, y manteniéndola constante, un operador desde la parte trasera del móvil procura enlazar la cabeza. Una vez logrado, lentamente se va disminuyendo la velocidad hasta lograr la detención, inmediatamente varios ayudantes sujetan al animal por las patas, cuello y astas (si las tuviera), y lo derriban; durante toda esta operación el ejemplar es firmemente sujetado por el primer operador con la cogotera. Este método es utilizado por cazadores profesionales en las llanuras africanas para la captura de cebras, jirafas, antílopes y otros grandes mamíferos. En nuestro país se ha aplicado en la captura y traslado de antílopes azules Antilope cervicapra y jabalíes Sus scrofa, operando desde vehículos de tipo "pick-up", y con venados de las pampas Ozotoceros bezoarticus, trabajando desde helicópteros.

En fócidos se emplea una bolsa de lona cuya boca se mantiene abierta por un aro de alambre, de este aro parten cuatro cabos; una vez colocada la bolsa en la cabeza, se pasan un cabo por debajo y otro por encima de cada aleta anterior. Un operador ubicado por detrás tira de las sogas manteniendo la bolsa en su lugar, y en corto tiempo el animal se tranquiliza permitiendo a un segundo operador o investigador realizar su tarea científica (Stirling 1966).

Métodos de captura mecánicos

Al tratar la captura mecánica de mamíferos es conveniente diferenciar los métodos empleados para pequeños y grandes animales.

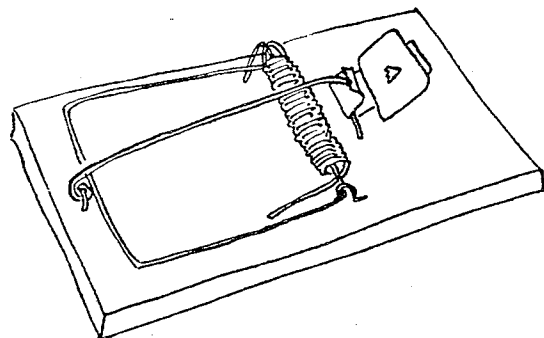
1) CAPTURA DE PEQUEÑOS MAMÍFEROS

- Trampas de captura muerta:

Existen distintos modelos de trampas de captura muerta, el método más exitoso para capturar pequeños roedores, insectívoros y marsupiales es la trampa de golpe, llamada en la literatura mastozoológica MUSEUM SNAP TRAP (Fig. 14), las que se venden comercialmente en tamaños para ratas y ratones; sin embargo trampas más grandes han sido diseñadas para animales del tamaño de una ardilla. Estas trampas deben ser revisadas por lo menos dos veces diarias, por la mañana y en las últimas horas de la tarde, a fin de evitar que los animales capturados se descompongan, o sean robados por carroñeros. Asimismo, también debido a los carroñeros, las trampas deben ser fijadas mediante estacas o estaduras para evitar que sean robadas; este consejo es aplicable a otro tipo de trampas. Normalmente las trampas de golpe se

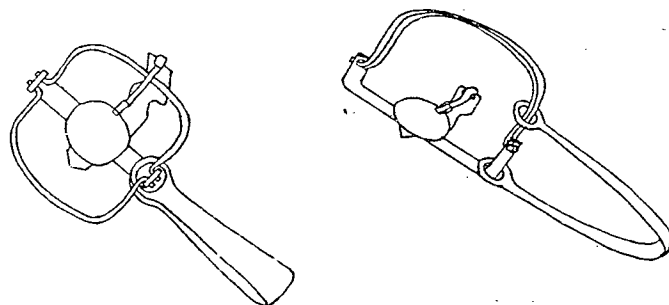
aplican al inventario de mamíferos presentes en determinadas comunidades bióticas caracterizadas. El diseño de muestreo usual consiste en disponer líneas de trapeo de 100 metros de longitud, con una separación entre puntos o estaciones de muestreo de 10 metros. En cada estación se colocan 3 trampas instaladas a 1 metro de distancia entre si, formando un triángulo. En total cada línea es servida por 33 trampas; es conveniente el emplazamiento de líneas en cada una de las unidades o asociaciones identificadas en el área de estudio.

Fig. 14- Trampa de golpe o SNAP TRAP.



Las trampas capo (tipo ONEIDA-VICTOR) son útiles para la captura de roedores de mayor tamaño (Ctenomidae, Caviidae, etc.), colocándolas dentro de las cuevas, sujetas por una cadena a una estaca; también se ubican en senderos de paso. Estas trampas también permiten la captura viva, pero comúnmente los animales se lastiman en mayor o menor grado (Fig. 15).

Fig. 15- Trampa capo tipo ONEIDA-VICTOR

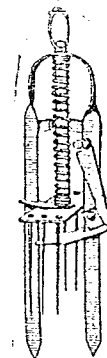
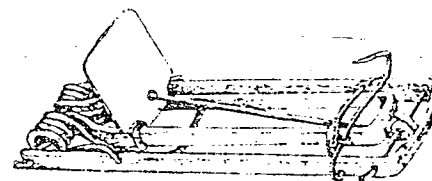


En el caso de mamíferos subterráneos como topes y tuco tucos se utilizan trampas especiales del tipo denominado POCKET GOPHERS TRAPS (Fig. 16), las que se instalan en la boca de los túneles; sin embargo la más efectiva de estas trampas es la tipo arpón (Fig. 16 b), la cual se coloca sobre el túnel, activándose al pasar el animal.

Fig. 16- Trampas tipo POCKET GOPHERS TRAPS

a- trampa activada

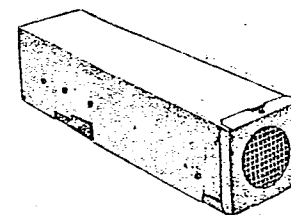
b- trampa tipo arpón



- Trampas de captura viva:

La diversidad de modelos y tipos de trampas para la captura de mamíferos es enorme, en el caso de pequeños mamíferos los modelos más conocidos son los denominados SHERMAN, TOMAHAWK, HAVARHARD, los cuales no se fabrican en el país debiéndose solicitar a sus fabricantes en el exterior. Las trampas tipo Sherman (Fig. 17) han sido utilizadas con buenos resultados y tienen la ventaja de ser plegables y de poco peso. El sistema de las mismas consiste en un doble piso que sujeta la puerta, en el fondo se coloca el cebo; al pisar el animal se dispara. Este sistema y otros similares pueden observarse en la Fig. 18.

Fig. 17- Trampa tipo SHERMAN

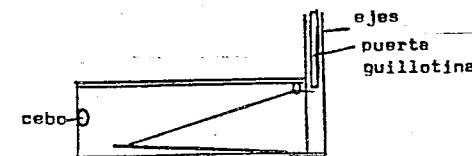
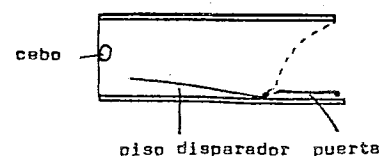


En nuestro país ocasionalmente se fabrican modelos copiados de los mencionados anteriormente, o que responden al diseño del fabricante o del investigador. Todas estas trampas se construyen en distintos modelos de acuerdo a su uso específico, las hay desde modelos pequeños de 10x4x4 cm (tipo Sherman) hasta aquellas lo suficientemente grandes como para la captura de zorros, comadrejas, osos lavadores, gatos salvajes (tipo Tomahawk y Havarhard).

Fig. 18- Distintos tipos de trampas (cortes longitudinales)

a- Sherman

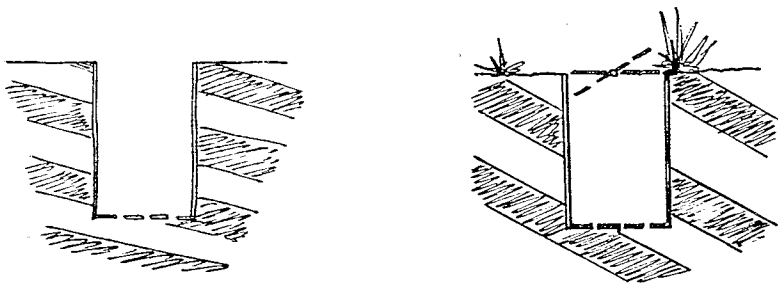
b- con doble piso y puerta guillotina



Trampas jaulas construidas con alambre se consiguen en ferraterías, en tamaños comerciales para ratas y ratones; las más grandes, convenientemente reforzadas, han sido útiles para la captura de comadrejas overas *Didelphis albiventris* y coloradas *Lutreolina crassicaudata*.

En estas trampas de captura viva, y sobre todo en época invernal, es necesario que el animal tenga a su alcance materiales para la construcción de un refugio temporario que le permita protegerse de la baja temperatura en el interior de la trampa; en las jaulas de chapa tipo Sherman lo más común es colocar dentro pasto seco o un algodón al activarlas.

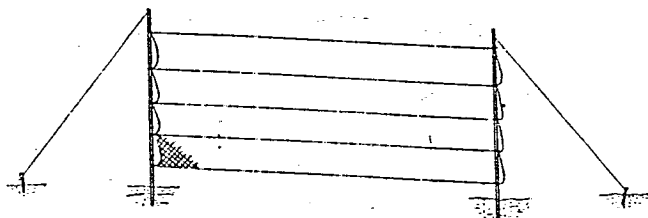
Fig. 19- Trampas de caída o PIT FALL TRAPS



Las trampas pueden ser de captura individual, en las que al entrar un animal se cierra la puerta de entrada, o de captura reiterada, en las que puede atraparse más de un animal. Ocasionalmente algunas trampas de tipo jaula como las Sherman funcionan como trampas de captura reiterada, pero en las típicas trampas de este tipo lo común es que exista un cono de entrada por donde los animales no pueden salir.

Las PIT FALL TRAPS o trampas de caída son simples tachos enterrados al ras del suelo, cebados o no, de los que los animales no pueden fugarse (Fig. 20); este tipo de trampas también puede utilizarse para captura muerta si se deja en el fondo agua. Hay que tener en cuenta que solo comienzan a ser efectivas cuando han pasado varios días de removido el terreno.

Fig. 21- Redes de niebla para murciélagos



En el caso particular de captura de murciélagos son utilizadas con éxito las redes de niebla (Fig. 21), las que se aconseja colocar transversales a los cursos de agua, debido a que se obtienen mayores capturas al ir a beber estos animales.

2) CAPTURA DE GRANDES MAMÍFEROS

A pesar de los adelantos recientes en el campo de la inmovilización por drogas de animales salvajes libres, este método no es muy efectivo en los casos donde gran cantidad de ejemplares deben ser capturados, especialmente en terrenos abiertos como praderas; es bajo estas circunstancias que se recurre a métodos mecánicos. Por razones prácticas trataremos en primer lugar la captura de herbívoros y luego la de carnívoros, aunque es necesario señalar que muchas de las estrategias de captura son semejantes.

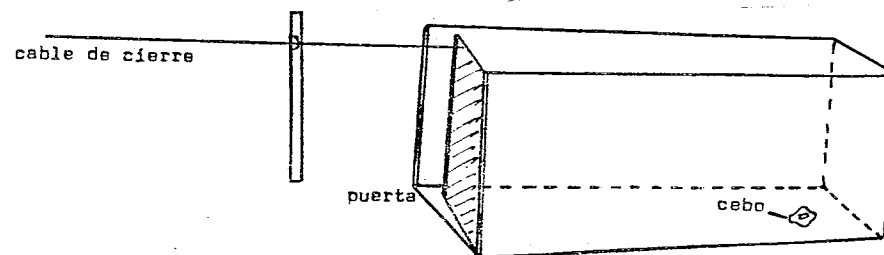
- Captura de herbívoros:

Un método sencillo consiste en colocar trampas-lazo a lo largo de un sendero recorrido por los animales. Las trampas se construyen con soga liviana y suave, pero resistentes, y tienen un dispositivo de seguridad que evita que la cuerda se cierre ahorcándolo. La desventaja del sistema es que exige un control permanente, y a pesar de esto el animal puede lastimarse al tratar de huir. Mossman et al (1963) lo han empleado en cabras *Equus burchelli*, kudúes *Tragelaphus strepsiceros* y elands *Taurotragus oryx*.

Otro sistema muy utilizado es el pozo-red, que consiste en un pozo de 1-1,5 m de profundidad y 2x4 m de lado, cavado en la ruta donde se mueven los animales. El pozo es cubierto con una red de nylon asegurada a estacas y se oculta con pastos secos y hojas. Los animales son conducidos a lo largo de sus rutas y caen en ellos, permaneciendo colgados hasta que sus captores los liberan.

Para la captura de ciervos, pecaríes, y otros herbívoros son recomendables distintos tipos de corrales-trampa (Fig. 22 y 23). Uno muy sencillo, es esquematizado en la figura 22, es un corral de 2,5 m de altura, 2 m de ancho y 10 a 15 m de largo, con una puerta que se cierra a distancia (50-100 m); el cebo utilizado son panes de sal o bolsas de maíz.

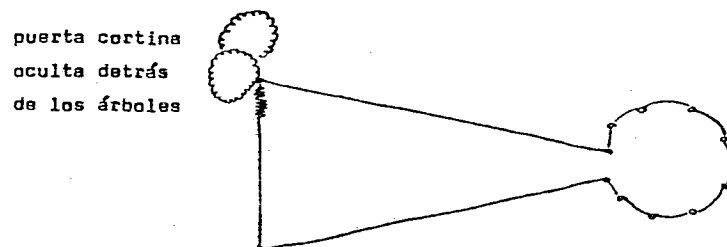
Fig. 22- Corral-trampa con cierre manual



La captura por medio de redes ha permitido atrapar pequeños y grandes antílopes. Es importante colocar las redes en la posición correcta, en general se colocan en longitudes de 25 a 50 m, dependiendo del terreno; su altura varía entre 3 y 4 m. Cada red cuelga de un cable, estando ligada a éste por delgados cordeles de poca resistencia; el propósito de este débil soporte es que los mismos se rompan al chocar el animal con la red y de este modo la misma le caiga encima, atrapándolo. El borde inferior de la red se entierra para

Las trampas embudo con corrales de redes o plástico se han empleado en herbívoros sudafricanos; la trampa consiste en un embudo con paredes plásticas o de red, de 400 a 800 m de longitud y con una boca de 200 a 400 m de ancho, esta última puede cerrarse rápidamente con cortinas plásticas ocultas que se corren o deslizan por un cable. El embudo se afina hacia la punta y termina en una abertura de unos 25 a 30 m de ancho que lleva a un corral o jaula de retención. La boca de este corral puede cerrarse prontamente por una red de nylon que cae, o que esta enterrada en una zanja y se levanta. Los costados del corral están contruidos con red de nylon o plástico, formando un círculo de unos 50 m de radio; la altura de las paredes varía entre 2,5 y 3,5 m, y en el caso de animales que saltan, es aconsejable que éstas tengan un alero dirigido hacia el interior y contruido del mismo material que el resto del corral. La figura 25 esquematiza este sistema de captura.

Fig. 25- Trampa embudo con corral de retención



Preferentemente: un helicóptero, o batidores a caballo o a pie se utilizan para arrear los animales hacia las trampas embudo.

Captura de carnívoros:

La captura de carnívoros por medios mecánicos sin la asistencia de drogas es difícil y compleja; debemos referirnos separadamente a captura muerta y viva.

Entre las trampas de captura muerta se encuentran:

Trampas de ahorque, útiles para animales de cabeza grande y cuello pequeño, especialmente si la tendencia del animal a recorrer terrenos fijos en su habitat es notoria.

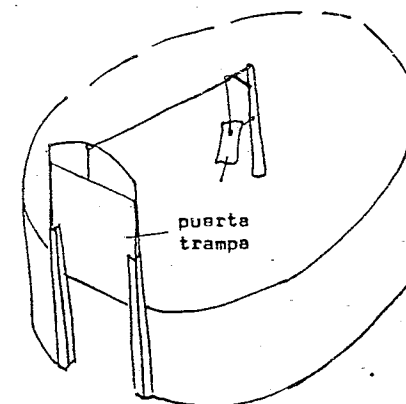
DEAD FALLS, las cuales son trampas que basicamente consisten en un disparador que al ser accionado por la presa deja caer un peso de alguna clase sobre la misma, muriendo el animal aplastado.

Trampas-pozo, frecuentemente cubiertas con pastos y hojas. A pesar de ser útiles tienen la desventaja de ser poco selectivas.

Trampas-fusil o GUN TRAPS, que se contruyen en distintas versiones, usando por lo común una escopeta de calibre pesado y un trozo de carnada; un alambre acciona el gatillo al pasar el animal, disparando el arma. Sin embargo, a pesar de su efectividad, el peligro de dejar activadas las trampas sin vigilancia es evidente.

evitar que los animales pasen por debajo de ella y para dar soporte a la misma. Para estabilizar la red verillas de caña liviana u otro material se colocan en toda su longitud a intervalos variables; en bosque o terrenos con mucha vegetación ramas y árboles pueden completar este soporte. Comúnmente se usan redes de soga de nylon, de color paja o verde apagado, con resistencia a las roturas y cuyo tamaño de malla varía según las especies.

Fig. 23- Corral-trampa con cierre mecánico

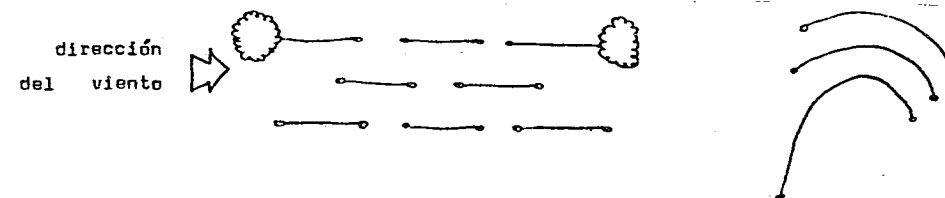


El éxito depende mucho de la selección de los lugares de captura, es necesario el conocimiento previo de la ruta seguida por los animales que van a ser capturados y de la dirección de los vientos predominantes, (muchos animales escapan en la dirección del viento y es difícil hacerlos tomar la dirección contraria; por otro lado las redes no pueden tenderse en la dirección del viento pues huelen el equipo de captura escondido tras las redes y no se acercan). Lo óptimo es elegir un lugar donde el viento sople en una tangente.

Las redes pueden colocarse en líneas rectas, con varias líneas de tras que las refuercen, o en forma de semicírculos, uno tras otro (fig. 24). Es también importante la manera en que se conduce al animal hacia las redes ocultas, lo más ventajoso es un helicóptero, y de no ser posible, un grupo de 10 o 12 buenos jinetes es mejor que cualquier vehículo terrestre pues maniobran con mayor facilidad en terrenos desparejos.

Una vez capturados se tranquiliza al animal vendándole los ojos, o si es necesario inyectándole una droga.

Fig. 24- Dos disposiciones de redes para captura



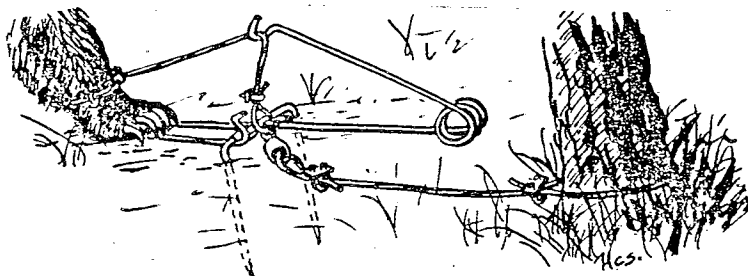
Para la captura de animales vivos se utilizan:

Trampas-lazo con nudos de seguridad que impiden que estas se cierren ahorcando a la presa; no obstante la mayoría de los carnívoros son desconfiados y se mueven cautelosamente por lo que difícilmente caen en estas trampas.

Las Trampas-cepo tipo ONEIDA-VICTOR colocadas en senderos angostos o rodeando la carnada, permiten la captura viva. El tamaño de la trampa, al igual que la carnada dependen de la especie a capturar. Sustancias tales como aceite de ricino, grasa o almizcle son señuelos olorosos que se colocan rodeando la trampa para que el animal al olerlos explore el área, aumentando la probabilidad de atraparlo. El problema más grande es que el ejemplar sea herido por las mandíbulas de la trampa que aprisionan la pata, para evitarlo o disminuir el daño varias modificaciones se han sugerido y aplicado (Envolver las mandíbulas con vendas, o con trozos de manguera, etc.). Los cepos se han utilizado con utilidad en zorritos, coatíes, zorros y otros carnívoros, e incluso en animales que no lo son, como la nutria criolla o coypo.

Los cepos-lazos o SPRING-ACTIVATED FOOT SNARES fabricados por Aldrich Co. (P.O. Box 244, Clallam Bay, Washington 98326) son cepos modificados en los que las mandíbulas de hierro han sido reemplazadas por un cable de acero forrado que forma un lazo. Al pisar el animal el disparador el lazo se cierra sobre su pata. Originalmente diseñadas para osos, coyotes y zorros, se las ha empleado también para herbívoros como los caballos salvajes, los renos, el ciervo colorado y guanacos (Jefferson y Franklin 1986). Su diseño, sencillo, se ve en la figura 26.

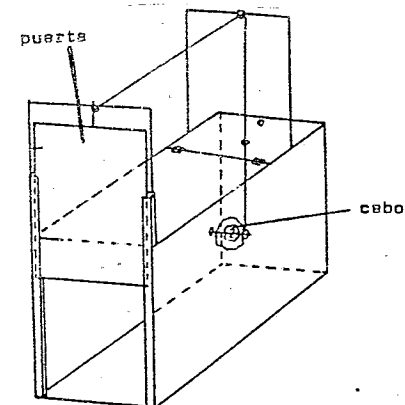
Fig. 26- Trampa cepo-lazo fabricada por Aldrich Co., USA.



Trampas-jaula se utilizan para animales medianos, y en el caso de mamíferos más grandes se recurre a jaulas de captura (fig. 27). Es importante en estas trampas que el fondo sea de alambre tejido o barras de hierro, de modo que el ejemplar pueda ver a través del mismo. En las jaulas de captura, útiles para ya-guareté Panthera onca y puma Felis concolor, el disparador es sumamente sencillo y consiste en un aro metálico sujeto a una púa en donde previamente se ha insertado el cebo. Este aro lleva una cuerda que sostiene la puerta, la cual cae al sacar el animal el cebo (Chañi 1980).

Redes de varios tipos, con distinto éxito de captura, se han empleado colocándolas en lugares de paso estrecho, tales como paredes rocosas, el animal es guiado a caballo hasta ellas. También es útil lograr hacer subir al ejemplar a un árbol con la ayuda de perros amestrados y luego rodear la base con redes y obligarlo a saltar en ellas.

Fig. 27- Jaula de captura (Chañi 1980)



Tipos de cebos.

Para carnívoros se usan preferentemente cebos vivos, animales muertos o trozos de carnes fragantes como pescados, corazón e hígado.

Con herbívoros es recomendable usar pastas hechas con avena arrollada, harina de maíz y agua. También dan buenos resultados los panes de sal, aunque estos deben permanecer más tiempo en el terreno. En zonas áridas el agua es un fuerte atractivo para muchas especies.

En el caso de omnívoros, cebos múltiples en forma de pastas son preparados; avena arrollada, harina de maíz, miel, pasas de uva, grasa vacuna, carne cruda, pasta de maíz y varias semillas se mezclan en distintas proporciones según la especie a capturar, la disponibilidad de ingredientes y la preferencia por uno u otro tipo de pasta del investigador.

Conviene confeccionar con estas pastas pequeños paquetes con papel absorbente (estraza o de periódicos), sujetos al disparador con ataduras. De esta forma se evita el rápido resecamiento del cebo, el papel impregnado retiene las propiedades atractivas y se impide que el cebo pueda ser retirado sin accionar la trampa.

REGLAS BÁSICAS PARA EL MANEJO DE TRAMPAS

- 1- Revise siempre antes el equipo antes de salir de campaña.
- 2- Limpie bien las trampas antes de comenzar el trapeo pues los olores de carne pueden ahuyentar a otras, no obstante nunca use para ello detergentes.
- 3- Frotase las manos con hojas y pasto del lugar antes de preparar los cebos, cuidese de no dejar rastros de olores que pueden ahuyentar a sus presas (no fume, ni use repelentes de insectos o perfumes).
- 4- Coloque las trampas lo más alejadas posible del lugar donde ha pisado.
- 5- En especies desconfiadas realice un precebado, colocando las trampas sin activarlas unos días antes del día de captura, de modo tal que los animales puedan entrar a comer sin ser capturados durante ese período.
- 6- Controle siempre la sensibilidad del mecanismo disparador al colocar la trampa.

- 7- Si es posible deje rastros de olor que conduzcan a la trampa.
- 8- Renueve el cebo diariamente, un cebo viejo pierde casi todo su atractivo.
- 9- Coloque siempre una cantidad de trampas considerable.
- 10- No desprecie nunca los métodos tradicionales de captura de una región, suelen ser efectivos.
- 11- Cualquier modelo de trampa es factible, agudice su ingenio.

Métodos de captura e inmovilización química de mamíferos salvajes

Capturar animales salvajes entraña riesgos para la salud y la vida de los mismos y para la seguridad de quienes los manipulean; también genera gastos y la posibilidad de pérdida de equipo. Es por ello que antes de emprender un proyecto que involucre la inmovilización de animales, los biólogos deben evaluar las alternativas existentes y cercionarse de que la medida justifica los riesgos. Debido a que muchas especies son demasiado grandes, demasiado peligrosas o demasiado sensibles al sometimiento físico, con frecuencia se prefieren los tranquilizantes químicos como medio de inmovilización.

Las drogas comúnmente utilizadas en fauna salvaje pueden ser paralizantes o de acción central. Las primeras causan parálisis de músculos voluntarios y las segundas actúan sobre el sistema nervioso central produciendo analgesia, anestesia, relajamiento muscular, sedación y tranquilización.

Cada droga actúa de manera diferente y es más apropiada para algunas especies que para otras. Hugie (1977) aconseja tener en cuenta al elegir una droga las siguientes características:

- 1- Amplio margen de seguridad.
- 2- Dosis similares para la mayoría de las especies.
- 3- Acción rápida pero no al punto de causar daño.
- 4- Recuperación sin antídoto ni resucitación artificial, aunque es conveniente que exista un antídoto que opere pronto y se aplique fácilmente en caso de ser necesario.
- 5- Ausencia de efectos deletéreos en animales debilitados, famélicos o deshidratados.
- 6- Efectos predecibles y que se puedan reconocer al padecer el animal la acción de la droga y al librarse de ella.
- 7- La cantidad necesaria para lograr la inmovilización no debe ser excesiva (menos de 20 cc).

Otros factores importantes no relacionados con la acción de la droga sobre los animales son el costo de cada dosis, la facilidad de obtención, las restricciones oficiales respecto a su uso y la seguridad para quien la maneja.

- Drogas utilizadas frecuentemente en el manejo de fauna salvaje

a) CLORHIDRATO DE SUCCINILCOLINA (CSC)

Es una droga paralizante que en un tiempo fue muy utilizada, conociéndose comercialmente como anetina o succostrin entre otros nombres. Cuesta poco,

es de acción rápida, se consigue fácilmente, viene en líquido o en polvo y es soluble en agua. Los inconvenientes que ofrece son varios: el margen de seguridad para la mayoría de las especies es muy reducido; es estrictamente un inmovilizante y no un anéستesico, por lo que el animal experimenta dolor; no tiene antídoto; la inmovilización dura poco; y por último, no puede administrarse en dosis múltiples. Es importante señalar que una dosis apenas escasa no inmoviliza al animal, en tanto que si es ligeramente excesiva lo mata, generalmente por parálisis respiratoria (tratándose de animales pequeños a medianos se puede suministrar respiración artificial con buenos resultados).

En la actualidad esta droga ha sido reemplazada por otras de acción central, habiéndosele utilizado en varios ungulados del norte de África y de América del Norte (Talbot y Lamprey 1961, Flook et al 1962, Bergerud et al 1964, Pearson et al 1963).

b) CLORHIDRATO DE FENICICLIDINA

Comercialmente conocida como sernilina, esta droga produce un estado cataleptico de inmovilización muscular, y cuando se la emplea en dosis grandes o junto con tranquilizantes o narcóticos, conduce también a un estado de anestesia. La sernilina es de acción relativamente lenta (12 a 25 minutos), de largo efecto (1 a 5 horas), no es costosa, tiene amplio margen de seguridad y es fácil de conseguir. Sus principales desventajas son la posibilidad de violentas contracciones musculares, elevación de la temperatura corporal en climas cálidos, y períodos de recuperación extensos que requieren que el animal sea vigilado y protegido.

La droga es más eficaz si se usa conjuntamente con clorhidrato de promazina, que reduce las convulsiones, y ocasionalmente con sulfato de atropina para controlar el exceso de salivación.

La sernilina ha sido empleada con buenos resultados en animales preñados sin que se registraran efectos deletéreos. En combinación con clorhidrato de promazina se ha utilizado en una amplia variedad de animales, incluyendo úrsidos, cánidos, prociénidos, félidos, mustélidos, primates, ungulados y pinnípedos. Su uso es preferible al CSC en la mayoría de los casos.

c) CLORHIDRATO DE KETAMINA

Es análoga a la sernilina en cuanto actúa sobre el sistema nervioso central. El clorhidrato de ketamina o ketalar tiene un margen de seguridad muy amplio, actúa rápidamente (3 a 5 minutos), dura entre 45 y 75 minutos, puede administrarse fácilmente y sin peligro dosis secundarias para prolongar la inmovilización, las dosis excesivas no son fatales y es fácil de conseguir.

Su principal inconveniente es que no es muy soluble en agua, necesitando inyectar un volumen muy grande para algunas especies; también es un poco más cara que la sernilina pero es preferible a ésta.

Ha sido eficazmente aplicada a prociénidos, ovinos, cánidos, félidos, úrsidos y primates. El ketalar resulta apropiado para manejar sin peligro y en forma segura pequeños y medianos animales. Sus efectos anestésicos la hacen útil para tratar heridas y como auxiliar en intervenciones quirúrgicas. Con animales grandes puede utilizarse inyectándoseles una dosis menor con el disparador de dardos, seguida de inyecciones aplicadas a mano al producir

la primera dosis inmovilización parcial.

Una droga similar a la ketamina y la sernilina es la CI-744 o Tilazol, que es muy soluble y potente por lo cual se requieren pequeñas cantidades para la mayoría de las especies. Es una combinación de drogas con un análogo de la feniclidina y un tranquilizante. Su principal inconveniente es su difícil obtención.

d) XILAZINA

El nombre comercial es Rompum; es una droga de acción múltiple, relajante muscular y analgésico-anestésico. Puede obtenerse en forma líquida o en polvo.

La xilazina puede provocar ligeros temblores musculares, disminuir la respiración, producir hinchazón en rumiantes y durar hasta 4 o 5 horas. Además los animales inmovilizados pueden reaccionar en respuesta a un ruido fuerte.

Una ventaja es que al animal se la puede administrar una dosis que surta efecto sedante, que lo inmovilice o que lo anestesia. Se la ha empleado en varias especies, siendo muy apropiado su uso en ciertos rumiantes y cánidos. Los animales salvajes generalmente requieren una dosis mayor que los cautivos o domésticos (Steward 1972, Ratte y Zeeb 1972).

e) CLORHIDRATO ETORFINICO

Es un potente analgésico derivado de la morfina que se conoce comercialmente como Etorfina, Immobilon o M-99. Se produce en polvo, siendo fácilmente soluble en agua ligeramente acidulada. Puede almacenarse a temperatura ambiente por 6 meses, y por períodos mayores a 49 °C.

Sus efectos incluyen la depresión de los centros respiratorios, la inhibición de la movilidad gastrointestinal y ruminal, y el descenso de la temperatura corporal.

Un incremento en las dosis produce un estado de analgesia total sin aparente pérdida de los sentidos. Dosis pequeñas (1 mg) pueden ser utilizadas para inmovilizar grandes animales como, por ejemplo, rinocerontes.

La dosis comienza a actuar a los 4 minutos de aplicada la droga y por lo general el máximo efecto se alcanza a los 15 o 30 minutos, siendo la duración de una hora.

El uso de derivados de la morfina de acción central como el M-99, puede producir infecciones, esterilidad, desórdenes de riñón y otros efectos que no suelen manifestarse sino hasta días o semanas después de aplicada la droga. Otro inconveniente es que produce éxtasis y excitación, siendo necesario suministrarla junto con tranquilizantes tales como la xilazina. Los efectos del Immobilon se contrarrestan con cualquiera de los antagonistas de la morfina.

Debe advertirse que el clorhidrato etorfinico es de manejo muy peligroso, pues puede ser absorbido por la piel, con serios efectos para el operador. Además en la mayoría de los países hay normas de gobierno que dificultan o prohíben el uso de narcóticos, por lo que antes de usarlos es conveniente averiguar que reglamentos hay que cumplir.

-22-

La M-99 se ha usado en todos los grandes ungulados y pseudungulados africanos, incluyendo elefantes, rinocerontes, jirafas, cebras, gnus, hipopótamos y elands.

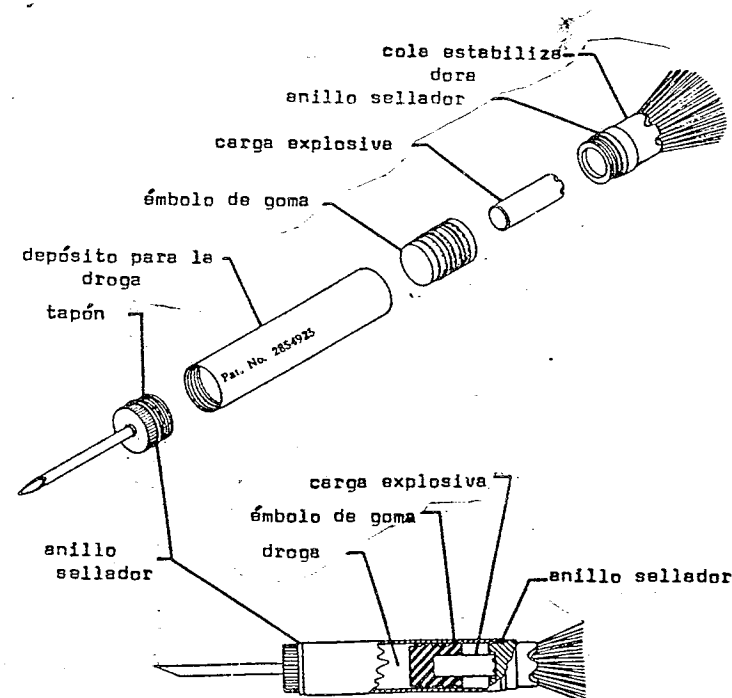
- Procedimientos para la aplicación de las drogas

El método usual para inyectar drogas desde una distancia de hasta 100 m consiste en emplear un arma especial que dispara un dardo que lleva la droga. Pistolas de aire comprimido resultan eficaces a cortas distancias, el rifle de aire comprimido se utiliza para distancias medias y, entre los 20 y 100 m o más, el dardo se dispara con rifles con carga de pólvora (calibre 22).

Debido al fuerte ruido que producen estas armas al utilizarse, se ha fabricado una ballesta como medio para lanzar los proyectiles. Estas ballestas son efectivas aún a más de 100 m, pero una desventaja es que los proyectiles, con forma de flecha, son muy frágiles y caros.

Cárdenas (1984) diseñó una cerbatana de fácil construcción, hecha en caño tubular, que dispara dardos plásticos fabricados a partir de dos jeringas descartables; esta se utilizó para la inmovilización química de pinnípedos.

Fig. 28- Diagrama de la jeringa inyectora CAP-CHUR patentada por Palmer Chemical & Equipment Co. Inc. (Palmer Village, Box 867, Douglasville, Georgia, USA 30133).



El dardo utilizado en pistolas y rifles consta de dos compartimientos, en el anterior se ubica la droga en forma líquida y en el posterior el mecanismo detonante. Ambos compartimientos están separados por un émbolo que inyecta la droga al dar en el blanco.

El mecanismo propulsor del émbolo puede ser:

- a) gas (CO₂) que es producido en el momento del impacto al liberarse en el compartimiento posterior una bolilla de bicarbonato sódico que se mezcla con una cantidad de ácido.
- b) un pequeño detonante en forma de cartucho en el cual un diminuto martillo de metal golpea la carga explosiva al producirse el impacto del dardo (Fig. 28).

En el primer caso, los dardos son ineficaces a largas distancias pues son disparados por rifles de aire comprimido, además las agujas son frías no siendo útiles para animales de piel dura o gruesa, la velocidad de inyección no es muy rápida y el gas generado puede no ser suficiente para inyectar grandes dosis (10-15 ml).

Los segundos dardos tienen mayor alcance dado que son metálicos, no plásticos, y se disparan con rifles de pólvora. La rápida velocidad de inyección permite que la droga penetre profundamente en los tejidos, pero puede provocar daños y hematomas, por lo que se aconseja no usarlos en pequeños animales.

Con el objeto de disminuir los costos se han creado también proyectiles plásticos disparados por armas con caños intercambiables para permitir la elección de distintas clases de proyectil, sin embargo estos productos son aún difíciles de conseguir.

No siempre es necesario disparar al animal para inyectarlo, una vez que se ha logrado una jeringilla en la punta resulta cómoda para drogar animales amarrados o confinados en áreas reducidas, o que estén enfermos. En animales dóciles la inyección puede aplicarse manualmente cuando se necesita dormir al animal con fines de estudio o sanitarios, así por ejemplo, cachorros de foca de Weddell Leptonychotes weddelli han sido inmovilizados con una dosis de ketamina para realizar una extracción de sangre (Regidor com. pers).

Los puntos que se deben considerar al inmovilizar animales salvajes son:

- 1- Practicar la carga y disparo del dardo adquiriendo pericia antes de usarlo efectivamente.
- 2- Mantener limpio y en buen estado todo el equipo, hervir los dardos luego de usarlos y verificar que la aguja no este obstruida.
- 3- Disparar sin apresurarse apuntando a la masa muscular trasera o al cuello.
- 4- Emplear dardos con púas para la mayoría de las especies a fin de asegurar que la dosis sea inyectada en su totalidad y así ahorrarse un segundo disparo.
- 5- Acercarse al animal con calma una vez que ha sido inyectado, preferentemente desde atrás o desde el lado del viento.
- 6- Acomodar, si se puede, al animal sobre el esternón; a los ruminantes, si no se los puede mantener sobre el esternón, recostarlos sobre su lado derecho.

7- Reducir al mínimo ruidos y movimientos.

8- Manipular a los animales salvajes lo menos posible.

9- Estar atento y preparado para tratar un paro respiratorio.

10- Desinfectar las heridas hechas por los dardos.

11- Todo el personal debe conocer las características del equipo a usar, de la droga y de su antídoto.

12- Mantenerse al tanto de nuevas técnicas, drogas y equipo, actualizando la metodología de trabajo a medida que se compruebe el valor de las innovaciones.

Los censos proporcionan valores reales dignos de crédito cuando son estudiadas poblaciones con individuos identificados; es también evidente que los estudios de área de actividad y territorialidad deben basarse en animales vivos, por lo que en la mayoría de los trabajos algún tipo de captura y marcado es siempre imperativo.

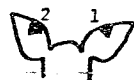
El tipo de marca debe ser elegido teniendo en cuenta tanto a la especie como al objetivo que se desea alcanzar, pero en ningún caso ésta debe interferir con la actividad con la actividad normal del animal. La marca tiene que ser barata, fácil y rápida de aplicar, "humana", conspicua y durar el tiempo previsto como necesario. En el caso de fauna de importancia económica, la marca tiene que llamar la atención de tramperos y cazadores, y en animales de peltería no debe dañar la piel. En grandes mamíferos es conveniente que sean visibles a distancia y lo suficientemente nítidas como para permitir la identificación a nivel individual.

Varios tipos de mutilaciones han sido empleadas para marcar mamíferos, éstas son rápidas de realizar e indoloras, relativamente permanentes, y cuando se las usa en forma combinada permiten individualizar gran número de animales.

Los cortes en orejas permiten establecer sexo, época de marcado, o bien dando a cada muesca un valor numérico y por combinación de varias de ellas, se puede asignar un número al ejemplar (Fig. 5). Normalmente usadas en ganado doméstico (Fig. 6), el método se ha practicado en ardillas (Shaw 1925), ciervos (Ross 1934), comadrijas y marmosas (Cajal 1976 y 1981) y otros grupos.

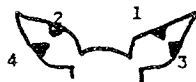
Fig. 5- Técnicas de identificación por cortes en orejas.

a- marcas por sexos



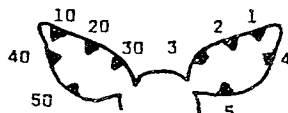
1- oreja derecha ♂
2- oreja izquierda ♀

b- marcas por sexo y épocas de captura



1-3 año 1977 ♂
2-3 año 1977 ♀
1-4 año 1978 ♂
2-4 año 1978 ♀

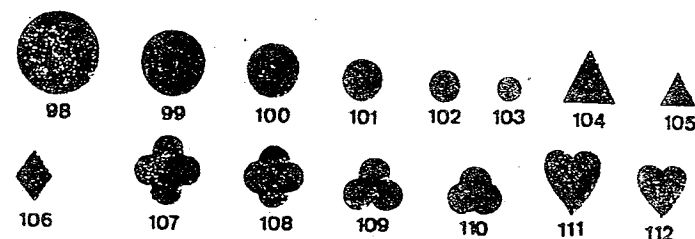
c- distintos tipos de combinaciones numéricas para la identificación de ejemplares



En general se recomienda no hacer más de dos cortes por oreja al realizar combinaciones; también hay que considerar que en animales donde las peleas intraespecíficas son frecuentes, las orejas pueden sufrir cortes accesorios que posiblemente lleven a confusión.

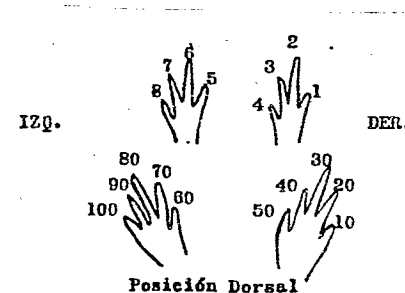
Fig. 6- Diseño de señaladores de corte para centro de oreja

(Antigua Casa Alvarez S.A., Estados Unidos 1243 (1101) Bs. As.)



El corte combinado de dedos es otra mutilación de uso corriente mayormente aplicada a pequeños mamíferos (Davis 1956); se ha comprobado que esta técnica no afecta el comportamiento del animal pues individuos sometidos a varias amputaciones simultáneas fueron capturados reiteradas veces, incluso el mismo día de realizada la operación; sin embargo la mutilación de falanges en especies de hábitos arbóreos podría interferir con los movimientos (Manville 1949). La figura 7 ejemplifica la técnica desarrollada por Davis (op. cit.).

Fig. 7- Patrón numérico utilizado en la técnica de amputación de falanges.

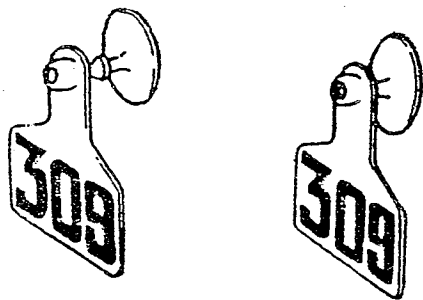


En otros casos se recurre al uso de collares y anillos; los mismos se construyen de varios materiales, generalmente en plástico flexible, de distintos colores o combinaciones de colores, usándose a menudo pinturas reflectantes para observaciones nocturnas; es también práctico que lleven números impresos para la identificación individual. Allen (1921) y Griffin (1934) han usado anillos de aluminio colocados en la tibia de quirópteros,

en cambio Lunduska (1942) ha marcado ardillas anillándolas el meñique.

Bandas o bandeletas insertas en las orejas, en varios colores y distinta longitud y posición, son útiles para indicar individuo, sexo o año de captura. "Tags" o caravanas con forma de botón o rectangulares, de distintos colores y con números impresos, se colocan en orejas, pliegues cutáneos o miembros, insertándolos subcutáneamente con pinzas apropiadas. Utilizadas corrientemente en ganado doméstico, las caravanas pueden adquirirse en veterinarias rurales (Fig. 8).

Fig. 8- Caravanas tipo All Flex utilizadas para la identificación de animales.



Un tipo de marcas visibles, utilizadas en pinnípedos, castores y monos, son los números o claves aplicadas sobre la piel, ya sea por tatuaje o marca a fuego (Condy y Bester 1975). En la Antártida científicos argentinos utilizan una electroyerra accionada a batería para marcar crías destetadas de elefantes marinos (Vergani, com. pers.).

Con bastante éxito se han empleado sistemas de marcación con pinturas, de acuerdo a diseños preestablecidos de colores, o a la ubicación de las marcas. Para su aplicación se recurre a distintos artificios, desde los más simples a los más sofisticados, requiriéndose en algunos casos la inmovilización del animal. En el estudio de focas árticas un sistema de marcación sencillo consiste en un operador que portando un bastón en cuyo extremo se ata una esponja embebida en pintura, recorre el apostadero aplicando en forma directa la pintura a los ejemplares; en focas antárticas, de mayor tamaño, se han pintado sobre el lomo, números con aerosoles para el reconocimiento de las hembras en temporada reproductiva. En ambos casos las marcas son transitorias y deben renovarse cada 20 días aproximadamente.

En la marcación de elefantes y rinocerontes se usaron esferas de vidrio liviano (adornos de árbol de Navidad) llenas con pintura, las cuales eran arrojadas a los animales y al estallar por el impacto, difundían la pintura. Azcarate (1980) usó huevos con pintura para identificar grupos o familias de carpíncho.

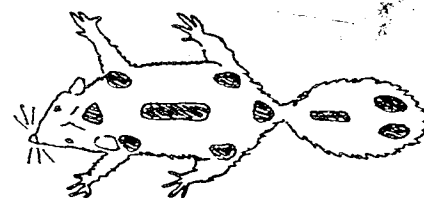
Trampas de colores son particularmente útiles para animales que transitan habitualmente sendas. Un artificio exitosamente ensayado consiste

en una trampa de paso: se interpone un cordel en el camino detectado y al pasar el, o los animales, éste dispara una trampa de golpe suspendida sobre el camino, la que hace estallar un globo de pintura, salpicando al transeunte.

Marcas de pintura también se aplicaron utilizando fusiles teleinyectores en los que el dardo jeringa fue suplantado por un proyectil cilíndrico con un depósito de pintura; al hacer impacto éste estalla derramando la pintura. Un tirador experimentado puede incluso marcar por zonas y, de acuerdo a esto y al uso de distintos colores, los animales pueden ser identificados.

Otra técnica consiste en la depilación por zonas (Shaw 1925); ésta ha sido utilizada en ardillas rojas, conejos de cola de algodón y distintas especies de cricétidos. Se considera, por las expectativas de vida de estos animales, que la marca es permanente y no afecta su comportamiento; tiene la ventaja que en especies de hábitos diurnos y fácilmente visibles, los individuos marcados pueden identificarse con bastante facilidad (Fig. 9), aún a distancia y con binoculares.

Fig. 9- Marcación por depilación zonal (áreas comúnmente depiladas).



La identificación por fotografías es factible en animales que presentan variaciones individuales en el color y disposición de las manchas del pelaje, o tienen alguna característica particular como cuernos rotos, cicatrices y malformaciones; en estos casos se realiza un catálogo fotográfico que permite un rápido reconocimiento. La técnica se ha empleado en ballenas (Payne y Rowntree 1984) y en chimpances (Goodall 1986); en estos últimos la identificación se basa en los distintos rasgos faciales y expresiones del rostro.

Los datos consignados en campaña se vuelcan a libros de registro, libros de colección y fichas o etiquetas que se atan a la piel preparada, al cráneo o al ejemplar conservado en líquido fijador. Es importante asignar a cada ejemplar un número y aclarar la localidad de captura, fecha de la misma y quien fue el colector (Fig. 29 a 31). Es preferible una etiqueta sin ejemplar que un ejemplar sin etiqueta (Museo Ancheta 1981).

Fig. 29- Planilla de registro individual de datos.

Fecha	Nº	Trampa	Especie	sexo	C.C.	C.	P.	O.	Peso	Est. repr.
.....
.....
.....

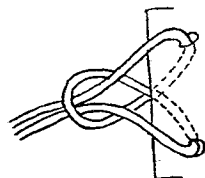
C.C.= long. cabeza-cuerpo C.= long. cola P.= pie O.= oreja

Fig. 30- Planilla de registro de capturas

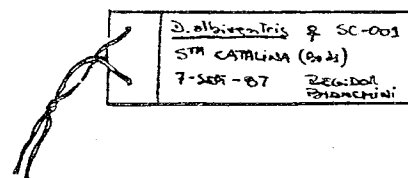
Fecha: al de de 198...					Especie:		
Nº de ejemplar	Trampa número						
	día 1	día 2	día 3	día 4	día 5	día 6	día 7
.....
.....

Fig. 31- Tres tipos de etiquetas comunmente utilizadas y modo de anudarlas.

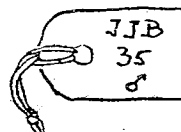
a- nudo utilizado



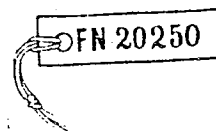
b- etiqueta para pieles de colección



c- etiqueta con las iniciales del colector, nº de ejemplar y sexo



d- etiqueta con número impreso.



Medidas corporales externas y peso

El peso y las medidas corporales externas son a menudo utilizadas en la investigación biológica para la determinación de edad, estudios comparativos entre poblaciones diferentes y trabajos taxonómicos, entre otras cosas. Las longitudes estandar (Fig. 32) comunmente registradas por los mastozoológicos son:

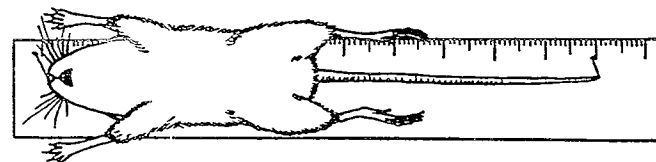
- 1- Longitud total o cabeza-cola (C.C.), es la distancia desde la punta de la nariz a la última vertebra de la cola, excluyendo los pelos.
- 2- Longitud del cuerpo (Cu), siendo la distancia de la punta de la nariz a la base de la cola.
- 3- Longitud de la cola (c), medida desde la base a la última vertebra caudal.
- 4- Longitud del pie posterior (P), es la distancia desde el talón (calcaneo) a la punta de la uña del dedo más largo, aunque también puede no considerarse la uña. En ungulados se mide desde el tarso a la pezuña (Fig. 33).
- 5- Longitud de la oreja (o), tomada entre la base y la punta de la misma.

Una medida adicional utilizada para grandes mamíferos es la altura a la cruz (AC) considerada como la distancia entre el hombro y la base de la pata anterior (Fig. 33).

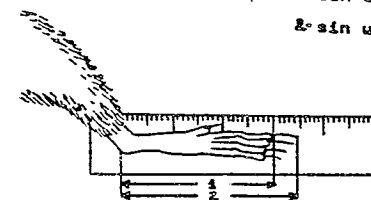
De acuerdo a la morfología externa, del orden en estudio otros datos pueden ser registrados, así por ejemplo en quirópteros se miden también tragus, antebrazo y distancia entre alas (Fig. 34), y en pinnípedos la American

Fig. 32- Medidas corporales estandar en micromamíferos

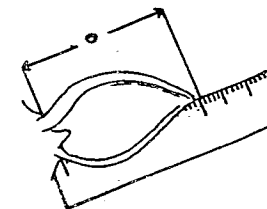
a- longitud total



b- longitud de la cola

c- longitud del pie 1- con uña
2- sin uña

d- longitud de la oreja



Society of mammalogist (1967) recomienda tomar como longitud estandar la longitud rectilínea (Fig. 35) y medir además el perímetro axilar o sea la circunferencia del cuerpo a la altura de las alas anteriores, útiles para cálculos de volumen y peso (Hofman 1975, Vergani y Spairani 1984).

Fig. 33- Medidas corporales para ungulados.

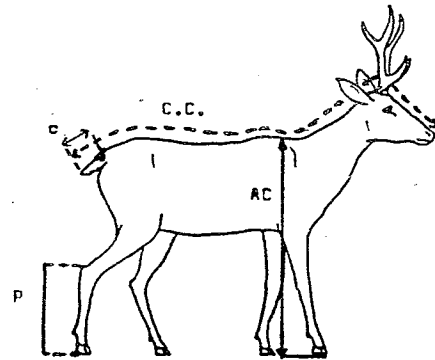
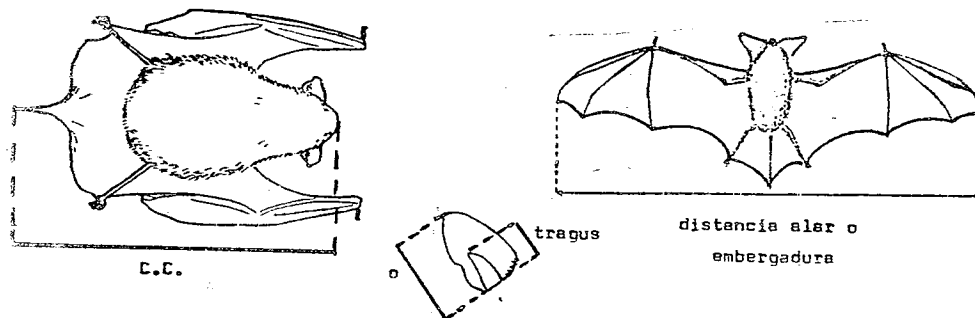
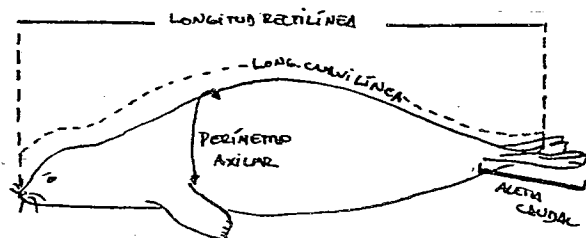


Fig. 34- Algunas medidas estandar para quirópteros.



Con respecto al peso, su registro se debe tomar lo más rápido posible, anotando los valores obtenidos en gramos o kilogramos. Si bien es difícil pesar grandes mamíferos en el campo esto debe hacerse siempre que sea posible dada la escasez de información en lo que a ellos se refiere; para pequeños mamíferos el uso de una vástula de pescador es lo más apropiado y, en el caso de micromamíferos se recurre a diminutas balanzas de campo.

Fig. 35- Medidas corporales estandar en pinnípedos.



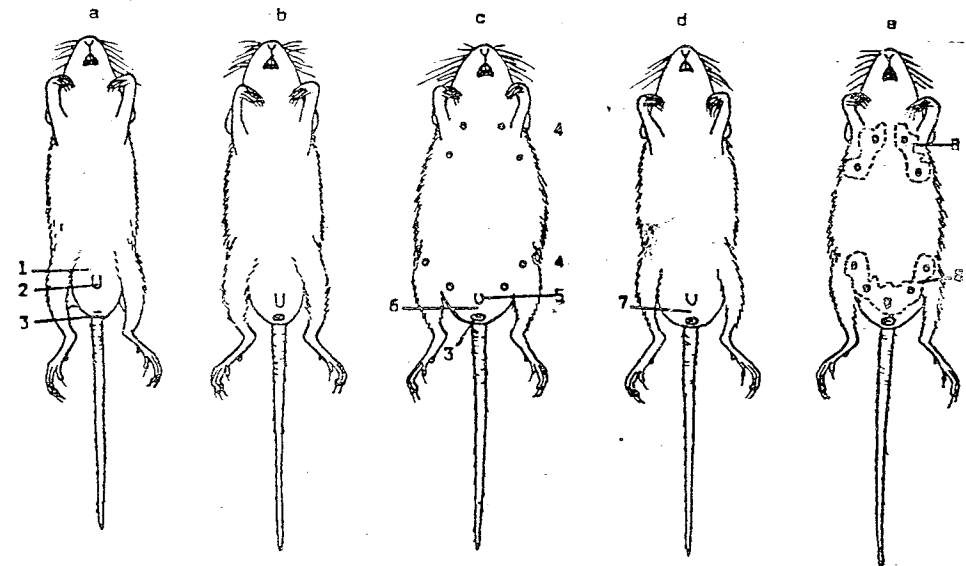
Determinación del sexo y estado reproductivo

El sexo de cada ejemplar debe establecerse con seguridad, si existen dudas, esto debe indicarse en la libreta de campo.

Los genitales externos de los machos se distinguen usualmente por su mayor tamaño y por su posición con respecto al ano. La mayoría de los machos tiene un pene prominente (Fig. 36 a), pero en algunos mamíferos está dentro de un repliegue de la piel durante el intervalo entre dos periodos reproductivos, por lo que superficialmente pueda haber similitud entre ambos sexos. En estos casos valiéndose de una pinza es posible protuir el pene de su vaina.

Fig. 36- Genitalia externa en machos y hembras de Cricetidae.

1- escroto; 2- pene; 3- ano; 4- pezones; 5- vulva; 6- vagina perforada; 7- vagina imperforada; 8- tejido mamario.



a- macho adulto con gran escroto que cubre parcialmente el ano
b- macho inmaduro sin escroto agrandado
c- vulva, ano y vagina perforada de una hembra preñada
d- hembra con la vagina cubierta por una membrana (imperforada)
e- posición del tejido mamario bajo los pezones

Muchas especies tienen una estructura ósea o cartilaginosa en el pene, el hueso peniano o baculum; éste ha sido de gran utilidad en trabajos taxonómicos y para la determinación de edad en varios casos.

En la mayoría de los machos adultos los testículos son extraabdominales, aunque en algunos órdenes, como los cetáceos, permanecen en la

cavidad abdominal. Los testículos extra-abdominales pueden encontrarse permanentemente en el escroto, como ocurre en la mayoría de los primates, cánidos y algunos roedores, o pueden ascender haciéndose intra-abdominales en la época reproductiva, como sucede en murciélagos y la mayoría de los roedores. En algunos mamíferos los testículos no están en un escroto diferenciado a pesar de ser extra-abdominales sino que se encuentran bajo el tegumento en la región inguinal, éste es el caso de topos y liebres.

La genitalia externa de las hembras esta constituida por la vulva o apertura vaginal, que en algunas especies esta rodeada por pliegues cutáneos prominentes. Durante el período reproductivo los pezones de las hembras preñadas están alargados, el número de los mismos varía para cada especie, encontrándoselos alineados en hileras paralelas a lo largo del pecho y abdomen (Fig. 36 c,d,e).

En cetáceos los genitales se encuentran dentro de un surco (Fig. 37); en las hembras la distancia de este surco al ano es menor, además surcos accesorios flanquean al principal, existiendo solo un par, de presencia y posición constante en todas las especies, que contienen los pezones. Este surco con las mamas no se encuentra en machos.

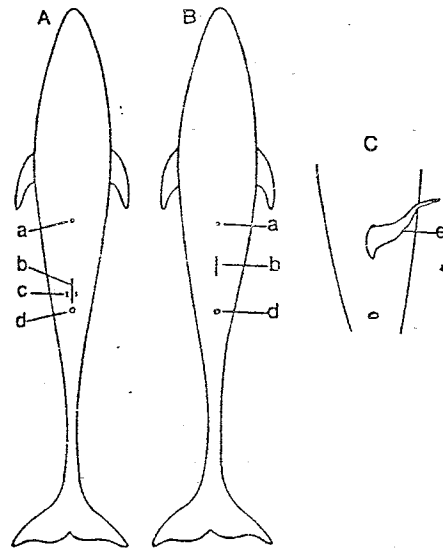
Fig. 37- Genitalia externa en cetáceos.

- a- ombligo; b- surco genital;
- c- surco mamario; d- ano;
- e- pene

A- Hembra. Obsérvese la presencia de surco mamario y la posición del surco genital

B- Macho. Observe la posición relativa del surco genital respecto del ano

C- Pene protruido del surco genital



Es conveniente verificar el sexo luego que la piel ha sido preparada, disecando al animal. Por otra parte, esto permite obtener datos complementarios sobre el estado reproductivo del ejemplar, la época y duración del período reproductivo, el tamaño de la cría, el número de crías por año y la edad de la madurez sexual.

Los criterios utilizados para reconocer machos en edad reproductiva son el tamaño de los testículos y el de los túbulos de la región caudal del epidídimo. Se debe anotar largo y ancho de los testículos y, con respecto al epidídimo, si los túbulos son visibles a ojo desnudo, están turgentes y

contienen esperma.

Las hembras reproductivas pueden estar preñadas, en período de latencia o en ambos estados. Para diagnosticar la condición de las hembras se estudian el estado de la vagina, la presencia o ausencia de embriones y el tejido mamario.

En general la vagina esta sellada por una membrana hasta la pubertad; en algunos roedores y topos que se reproducen estacionalmente la vagina puede estar cerrada por una membrana en el anestro (vagina imperforada), mientras que durante el estro no esta sellada (vagina perforada). En algunos mamíferos la vulva se pone turgente durante el estro, como por ejemplo en ardillas.

El período de lactancia esta definida por la secreción de leche; las evidencias para saber que las hembras se encuentran en él son: 1) la hembra es observada cuidando a crías; 2) la leche brota de los pezones al apretarlos; y 3) hay grandes depósitos de tejido mamario que contienen leche (Fig. 36 e).

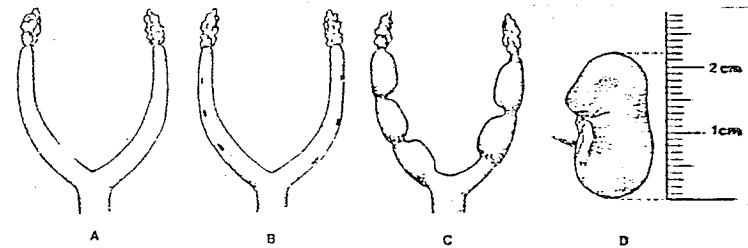
La preñez se define como la condición de tener uno o más fetos en desarrollo. Si la preñez es avanzada es posible detectar los embriones palpando el abdomen. Si se disecta el animal se examina cuidadosamente el útero buscando embriones o cicatrices placentarias.

Las cicatrices son útiles para conocer la historia reproductiva del ejemplar, dado que a cada cicatriz corresponde un embrión. Es importante señalar que los embriones muertos durante su desarrollo también dejaron cicatrices, por lo que estas no pueden utilizarse para estimar el tamaño de la cría. Si hay dos o más grupos de cicatrices representando dos o más estados de preñez diferentes, el más reciente aparece más grande que los otros.

En el caso de encontrarse embriones, se los cuenta y se mide su longitud en posición fetal (Fig. 38 D). Deben diferenciarse los embriones en desarrollo de los que han muerto y están siendo reabsorvidos en el útero.

Fig. 38- Esquema del útero en roedores

A- nulípara (sin embriones ni cicatrices) B- primíparas (con seis cicatrices placentarias) C- hembra preñada (con cinco embriones) D- longitud del feto



Las hembras pueden clasificarse, luego de examinado el útero, en: a) nulíparas, sin embriones ni cicatrices (Fig. 38 A) b) primíparas, con embriones o un grupo de cicatrices placentarias (Fig. 38 B) c) multíparas, con embriones y/o uno o más grupos de cicatrices (Fig. 38 C).

Una vez registrados las medidas externas, el peso y estado reproductivo, y previo a la preparación de la piel, se procede a la colección de ectoparásitos. Normalmente, se introduce cada ejemplar en una bolsa transparente plástica donde se vierten gotas de éter o cloroformo, muchos parásitos se desprenden y quedan retenidos en la bolsa, se retira el ejemplar y se deposita sobre una superficie blanca - hojas de papel, bandeja, etc.- donde se peina; para ello puede utilizarse un peine especial, vulgarmente denominado "piojero" o un capillo de cerda dura. Los parásitos que caen sobre la superficie son recogidos con un pincel de punta fina humedecida e introducidos en un frasco que contiene alcohol 70 %, el contenido de la bolsa es vertido en el mismo frasco.

Nunca se debe utilizar una misma bolsa para ejemplares distintos a fin de evitar problemas de contaminación de las muestras. El frasco, o en su defecto la bolsa, se identifica con una etiqueta con el mismo número correspondiente al ejemplar; esta etiqueta puede ser introducida en el recipiente o adherida externamente al mismo, nunca a la tapa. El número de identificación debe ser escrito con lápiz de grafito o un marcador cargado con tinta china indeleble, no empleándose nunca bolígrafos, lapiceras de tinta común u otro tipo que no sea el indicado ya que el alcohol o el éter diluyen los trazos impresos.

Preparación de pieles de colección

El desollado debe ser realizado lo más rápido posible a fin de evitar el deterioro de la piel por descomposición o por verse dificultada la operación una vez que el ejemplar ha adquirido rigidez cadavérica. En el caso de muestras numerosas el proceso de descomposición puede retardarse inyectando en la cavidad abdominal formol, en una concentración que varía entre el 2 y el 5 %; también pueden congelarse, evitando congelar, descongelar y nuevamente congelar.

En pequeños mamíferos -algunos marsupiales, murciélagos, insectívoros y roedores- las pieles se pueden preparar en dos formas, una tradicional correspondiente a las denominadas pieles rellenas y otra relativamente moderna en forma de pieles planas (o "flat skins"). Para ejemplares mayores, se recomienda la conservación en forma de pieles curtidas.

Preparación de pieles rellenas-

El desollado se inicia con una incisión media ventral realizada con tijera de punta fina o bisturí; el corte debe ser superficial evitando penetrar en la cavidad abdominal y se extiende desde el borde anterior del abdomen hasta la mitad aproximada del abdomen (línea de trazos en la Fig. 39). Nagorsen y Paterson (1980) proponen una incisión horizontal, que se extiende de "rodilla a rodilla", cortando por el borde interno de las patas, el mismo debe ser practicado entre ano y genitales (línea continua en la Fig. 39). En machos, teniendo en cuenta el valor sistemático asignado a los genitales externos, todo corte debe evitar dañarlos debiendo éstos permanecer adheridos

a la piel.

Se inicia el liberado de la piel separándola suavemente con el bisturí o bien tirando con la punta de los dedos a través de la incisión inicial y en dirección lateral hacia la



Fig. 39- Incisiones iniciales.

Línea de trazos, corte medio ventral.

Línea continua, corte horizontal.

patilla izquierda. Se empuja ésta, tomando la por el pie y hasta que la rodilla se le por el corte; se continúa empujando hasta que la piel se separa a la altura del tobillo, se corta la pata por la rodilla (Fig. 40) y se procede de la misma forma con la pata derecha, con lo cual quedan liberados los miembros posteriores.

Se continúa desollando hacia abajo y con un corte de tijera se separa la última porción del recto y se continúa hasta alcanzar la base de la cola. Para separar esta última, o sea el tegumento de las vértebras caudales, músculos y tendones, se sujeta la base de la cola firmemente con la mano izquierda, mientras que con la derecha, generalmente valiéndose de una pinza, se empuja lentamente la vaina hacia la punta, debiendo salir esta entera (Fig. 41).

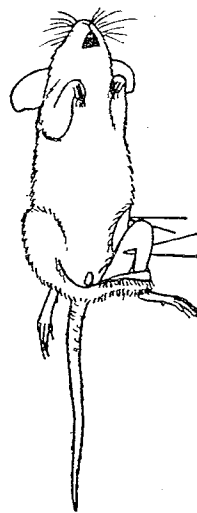


Fig. 40- Corte de la pata izquierda en la rodilla.

Una vez liberada la cola, se revierte la piel hacia la región de los miembros anteriores; esta operación no ofrece ninguna dificultad pues la piel se desprende fácilmente. Al alcanzarse los miembros, se tracciona cada uno de ellos hasta llegar a las manos (Fig. 42 y 43). El corte de separación se practica a la altura del codo, o sea en la articulación humero-radio y ulna (Fig. 43).

Separados los miembros anteriores, suave pero firmemente se prosigue la operación hasta llegar a la región occipital. El borde o base de las orejas se corta con cuidado, con lo cual se logra su separación (Fig. 44).

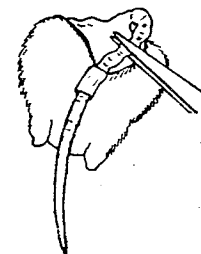


Fig. 41- Separación de la cola

Fig. 42- Forma de revertir la piel hasta alcanzar los miembros anteriores.

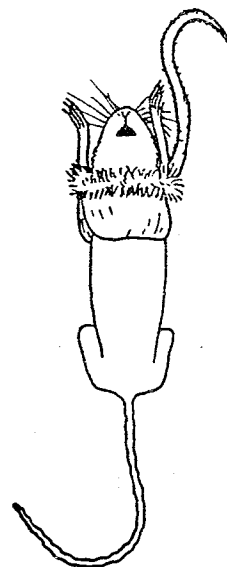
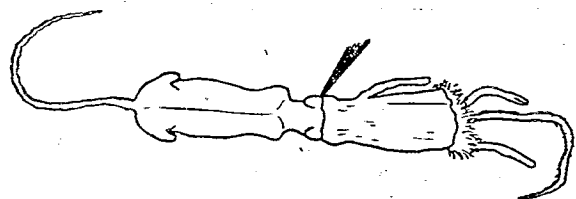


Fig. 43- Corte miembros anteriores.



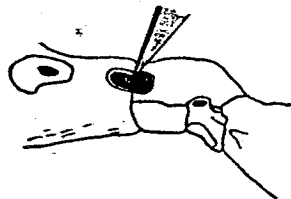
Se continua desollando hasta los ojos, allí con el bisturí se practican cortes que liberan la piel de membranas y párpados (Fig. 45); esta operación es simple siempre que se sostenga firmemente la piel y se continue traccionando mientras se practican estos cortes.

Fig. 44- Corte del cartilago de la base de la oreja.



Al llegar a la zona de los labios, se corta de igual forma el tejido conectivo que une éstos al cráneo. Finalmente la piel queda solo unida al cuerpo por el cartilago nasal. El cual se corta con tijera o bisturí, procurando no dañar los huesos nasales (Fig. 46).

Fig. 45- Corte del borde de los párpados.



Se retira todo exceso de carne y grasa, raspando suavemente la piel con el bisturí y a continuación se espasa carbonato de magnesio o bórax, a fin de acelerar el secado.

Con una pinza diente de ratón o el bisturí, se remueve el tejido muscular de brazos y patas, espolvoreando con carbonato de magnesio o bórax los huesos desnudos. Estos se envuelven con algodón a fin de restituir su tamaño natural.

Fig. 46- Corte del cartilago nasal.



Fig. 47- Rellenado con algodón.

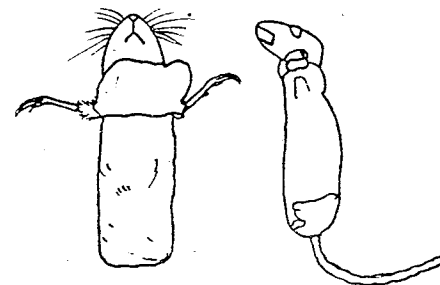
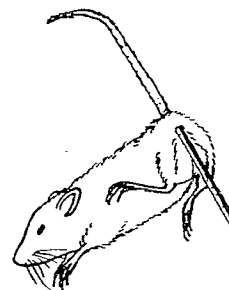


Fig. 48- Introducción del alambre en la cola.



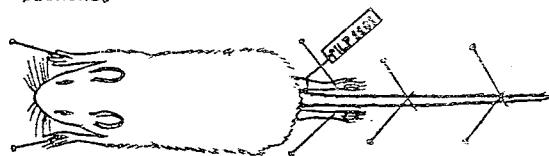
Para el relleno de la piel se prepara un rollo de algodón en forma de cilindro, de una longitud y diámetro un poco mayores que los del cuerpo. Uno de sus extremos se modela afinándolo en forma cónica correspondiendo a la cabeza. Este extremo se introduce en la región de la piel de la cabeza y lentamente se va revirtiendo la misma. Se continua la reversión hasta que la piel cubre todo el algodón (Fig. 47). Tirando de manos y pies se vuelven los miembros a su posición normal. Para el relleno de la cola se prepara un alambre recto envuelto en algodón, que luego es introducido en la misma (Fig. 48); la longitud del alambre debe ser mayor que la correspondiente a la cola, ya que la parte sobrante se introduce en la cavidad del cuerpo a fin de dar firmeza al conjunto cuerpo-cola. Finalmente se cose la incisión ventral (Fig. 49).

Sobre una plancha de cartón grueso, madera o telgopor, se acomode la piel para su secado y formatizado final sujetándose con alfileres (Fig. 50).

Fig. 49- Cerrado de la incisión original.



Fig. 50- Extensión de la piel para su secado, forma de sujetarla en la plancha.



El pelaje se limpia con un cepillo para quitar toda suciedad o el polvo de borax que puede darle;

Las pieles preparadas se acondicionan en lugares secos, con buena circulación de aire y no expuestos a la luz, hasta lograr su secado total.

Una vez seco, se retira de la tabla extrayéndose los alfileres de fijación y se guarda en cajas con las otras pieles preparadas. Para evitar la destrucción por acción de polillas u otros insectos se utilizan bolitas de naftalina o polvo de ella, también pueden ser rociadas con insecticidas específicos. Igualmente las pieles de colección deben revisarse periódicamente a fin de evitar su pérdida o daño parcial.

La etiqueta que identifica al ejemplar se ata a la pata derecha, para ello se usa hilo fino de algodón de muy buena calidad, atándose con un nudo tipo marinero por encima de la articulación del tobillo a fin de impedir el deslizamiento del lazo y la posible pérdida de la etiqueta.

Fig. 51- Lámina para el montado de una piel plana

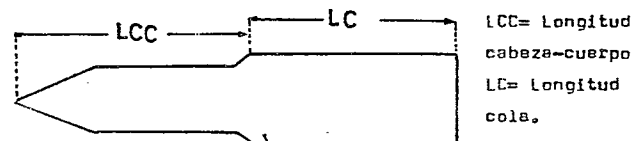
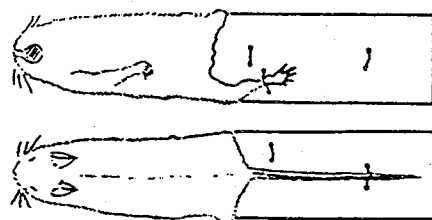


Fig. 52- Piel plana de un ratón, norma ventral y dorsal



Preparación de pieles planas o "flat skins"

Las pieles se montan sobre una tira de cartón, cartulina o en hojas de plástico. Tienen la ventaja que este sistema permite almacenar un número mayor de pieles en espacios reducidos, sin riesgo de deformación como ocurre con las pieles rellenas tradicionales; permite también la conservación de esqueletos o cuerpos parcialmente enteros ya que solo faltan una mano y un pie que quedan en la piel preparada; por último la operación de preparar es mucho más rápida.

Se inicia con un corte ventral del tipo "rodilla a rodilla" antes mencionado, se procede luego como en el caso de las pieles rellenas pero los cortes correspondientes a una mano y un pie se realizan a la altura de la muñeca y tobillo respectivamente.

La lámina de montado (Fig. 51) se prepara de longitud igual o un poco mayor que la longitud total del animal. El extremo anterior se afina en forma de triángulo para el alojamiento de la cabeza. Se rellena la cola con alambre y se introduce la lámina de cartón o similar, a través de la incisión ventral. La cola y el miembro posterior se atan o cosen a la lámina. La tarjeta de identificación se pega a la lámina o los datos correspondientes se escriben sobre la misma (Fig. 52).

Pieles curtidas-

Las pieles de mamíferos mayores o grandes mamíferos deben ser preparadas en el campo para su curtido posterior. Normalmente se realizan cortes ventrales para separar la piel (Fig. 53), procesándoselas en forma de pieles abiertas. Una vez desollado el animal se desgrasa y quita todo resto de carne que pudo quedar adherido; esta operación se realiza con cuchillo, o bien usando como raspador una hoja de sierra para cortar metales. Sobre

la cara interna del cuero se extiende una capa de sal y se frota energicamente. Después de 24 hs se cambia la sal y se guarda la piel enrollada; periódicamente durante el tiempo de campaña deben revisarse las pieles a fin de intervenir en caso de descomposición o ante la presencia de huevos y larvas de insectos, reemplazando la sal si fuera necesario.

Se recomienda no tratar las pieles en campaña con sustancias preservativas químicas, ya que pueden interferir en el proceso posterior de curtido.

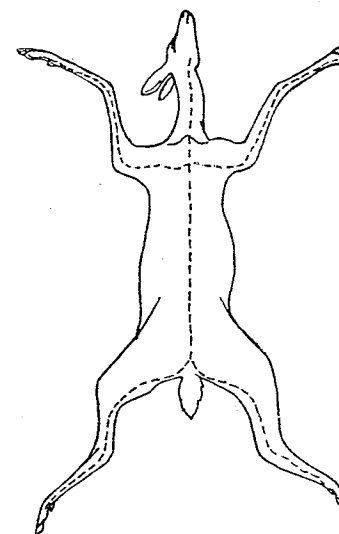


Fig. 53- Cortes para el desollado de un gran mamífero

Muchas veces se conservan ejemplares enteros congelados, en este caso se procede de la siguiente forma: el cuerpo entero es sumergido en agua, preferentemente de lluvia, hasta descongelarlo; se introduce luego en un recipiente enolizado conteniendo 5 a 7 litros de agua, 150 gramos de polv. de alumbre y 600 gramos de sal de bárex (estas cantidades corresponden a ejemplares de peso aproximado 40 kg), se hace hervir hasta que el líquido adquiere un tono blanquecino, se retira el cuerpo, se cuelga y una vez que ha escurrido se procede al cuereado.

En el caso de animales para taxidermia, la conservación del cuerpo es necesaria a fin de establecer las proporciones y dar forma al producto terminado; el cuerpo se eviscera y las cavidades torácica y abdominal se rellenan con estopa o pasto seco, inyectándose solución de formol al 10 %.

Limpieza de cráneos y esqueletos

Para la obtención de elementos óseos para colección y estudio, se utilizan distintas técnicas como ser: maceración directa en recipientes o al aire libre, introducción de los cuerpos en recipientes con dermestídeos o otros insectos necrófagos, enterramiento y posterior exhumación y otros. En general todos estos métodos presentan como inconvenientes su lentitud, emanaciones y olores desagradables, riesgo de ataque y destrucción de colecciones por insectos, pérdida de elementos óseos, desarticulación, etc.

Una de las formas de evitar estos inconvenientes y obtener piezas óseas en un tiempo relativamente breve es la siguiente técnica. Se debe quitar la piel y la mayor cantidad posible de tejido muscular como así también vaciar las cavidades torácica y abdominal, para ello de acuerdo al tamaño del animal se emplea bisturí o cuchillo bien afilado.

Es conveniente separar el cráneo y prepararlo separadamente del resto del cuerpo; se lo introduce entonces en un recipiente con agua hirviente y a la cual se ha agregado un puñado de sal gruesa. Se deja hervir el tiempo suficiente hasta que se desprenda la carne que pudiera restar, cuidando controlando el proceso a fin de impedir la desarticulación y la pérdida de piezas dentarias. Con un cuchillo se retiran los restos que persisten, siendo a veces necesario cortar los músculos oculares y retirar los ojos con pinzas; lo mismo debe hacerse con la lengua, la que se extrae con toda facilidad. El cerebro se rompe y retira mediante la utilización de un alfiler doblado en uno de sus extremos, con forma de gancho. Con un chorro de agua a presión se lava el interior de la caja craneal.

Para obtener el blanqueo y quitar toda grasitud, se vierte una cantidad equivalente a dos cucharadas soperas de agua oxigenada 100 volúmenes en el agua hirviente y se introduce el cráneo que había sido limpiado; puede usarse como sustituto solución de hipoclorito de sodio. El cráneo se retira una vez blanqueado y se lava de nuevo con agua corriente, dejándolo luego secar al sol.

Un acabado profesional se consigue aplicando con una espátula una pasta de polvo de tiza y agua oxigenada 100 volúmenes, para lo cual es aconsejable trabajar con guantes así no se producen quemaduras. El cráneo, una vez tratado, permanece 12 horas en un lugar oscuro y luego se lo lava con agua a presión, dejándose a secar al sol. En animales con astas y cuernos hay que evitar el contacto de los mismos con la pasta, cloro activo u otros productos, a riesgo de decoloración.

El número de identificación asignado al animal, se escribe en tinta china sobre uno de los parietales y en una o ambas ramas mandibulares. Conviene almacenar los cráneos en cajas individuales, inspeccionándolos periódicamente para controlar su estado de conservación.

Para preparar el esqueleto, una vez desollado el animal y separado el cráneo, se extraen en primer lugar los órganos del cuerpo pues estos se descomponen rápidamente, y luego los músculos que rodean los huesos. En pequeños mamíferos no conviene descarnar demasiado sino simplemente colgar el esqueleto a secar. Con animales medianos como liebres, ardillas, castores y pequeños carnívoros no es necesario cortar los ligamentos que articulan los huesos; en cambio, los grandes mamíferos requieren más trabajo, siendo muy útil un cuchillo afilado para cortar la musculatura y los ligamentos articulares.

Una vez descarnados, los esqueletos se dejan secar en el interior de bolsas de gasa en el caso de animales pequeños a medianos, o en bolsas de arpillera para los de mayor tamaño.

Las medidas del cráneo

Las medidas e índices craneales juegan un rol taxonómico de primera línea, permitiendo caracterizar especies (King 1959), e incluso distinguir poblaciones y variaciones clinales (Jolicœur 1959). Las medidas se toman desde y hacia determinados puntos establecidos en el cráneo, ellos son:

Anteriormente

1. Gnathion, punto más anterior de los premaxilares, en o cerca de la línea media.
2. Hanselion, borde posterior del alveolo de cualquiera de los incisivos superiores centrales.

Posteriormente

3. Basion, punto medio del borde inferior del foramen occipital.
4. Condilion, punto posterior de la cara articular de cualquiera de los cóndilos occipitales.

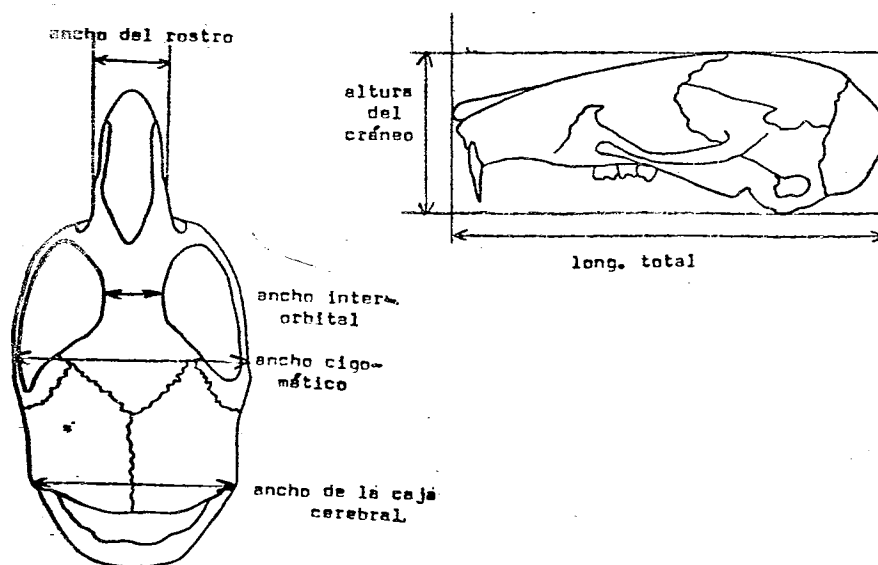
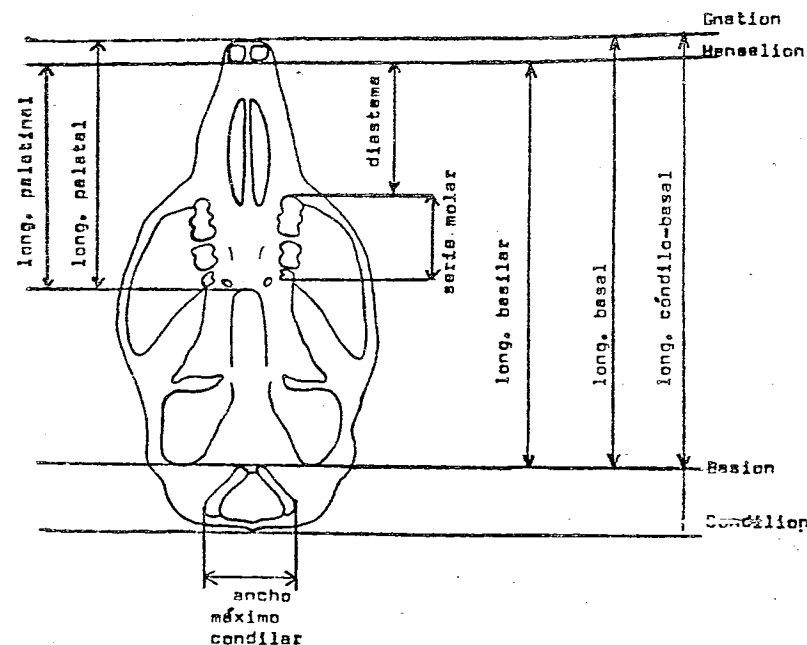
Ventralmente

5. Palation, punto anterior del borde posterior del hueso palatino.

Las medidas craneométricas mas comunes (Fig. 54) son:
-longitud basal, distancia desde el gnathion al basion.
-longitud basilar, distancia basión-hanselion.

- Longitud cóndilo-basilar, distancia gnation-condilion.
- Longitud palatal, distancia gnation-palation.
- Longitud total, distancia desde el punto más anterior de la línea media del cráneo, ya se encuentre en los nasales o en los premaxilares, hasta

Fig. 54- Las medidas craneométricas.



el punto más saliente de la región occipital. Se supone la existencia de una línea media que une a los cóndilos entre sí, y en su parte media se coloca el punto de referencia.

-Longitud de los nasales, se toma a lo largo de la sutura que existe entre los mismos.

-Ancho cigomático, se obtiene en la parte más saliente de los arcos cigomáticos.

-Ancho interorbitario, en la porción donde es menor la distancia entre las fosas orbitarias.

-Constricción postorbitaria, es la parte más angosta detrás de las apófisis postorbitarias.

-Ancho de la caja cerebral, donde ésta tiene su mayor diámetro transverso.

-Serie dentaria, desde la cara anterior del canino hasta el borde posterior del último molar. En roedores se miden los premolares y molares, tomándose siempre desde la cara anterior del primer premolar a la posterior del último molar.

-Longitud de la mandíbula, se mide solo una de las ramas desde el punto más anterior de la sínfisis hasta el más posterior del proceso condiloide o cóndilo mandibular.

Las medidas de los dientes

Como primer paso para establecer las dimensiones de los dientes debemos reconocer sus caras o normas y diámetros fundamentales. Las caras son cuatro, anterior o mesial, posterior o distal, interna o lingual y externa o labial; determinándose entre ellas los diámetros anteroposterior (mesio-distal) y transverso (linguo-labial). Los diámetros pueden tomarse en forma absoluta, es decir diámetros máximos, o siguiendo al eje de las mandíbulas. Esto se debe a que no siempre el eje de las mandíbulas es paralelo a éstos, por consiguiente conviene indicar en que forma fueron tomados. En algunos mamíferos puede tener importancia el ángulo que forman los anticlinales y/o sinclinales con respecto al eje mandibular (ej. *Erethizontidae*).

También pueden medirse los diámetros máximos y mínimos si la diferencia es considerable.

Es importante establecer, especialmente en roedores, hasta donde se prolonga la raíz del incisivo; asimismo en algunos grupos se pueden reconocer los incisivos superiores de los inferiores por su radio de curvatura, siempre menor en los primeros (Rodentia, Lagomorpha, algunos *Notungulados*).

En base a los datos obtenidos suelen calcularse dos índices:

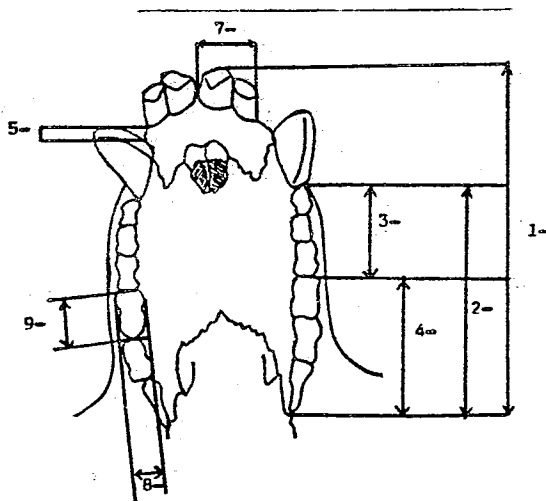
$$\text{Índice de anchura} = \frac{\text{diámetro transverso} \times 100}{\text{diámetro antero-posterior}}$$

En cuanto a las medidas lineales fundamentales, estas son:

- 1- longitud de la serie dentaria, desde el borde anterior del alveolo del canino hasta el posterior del último molar.
- 2- longitud de la serie premolo-molar.
- 3- longitud de la serie premolar.
- 4- longitud de la serie molar
- 5- longitud del diastema menor, entre el borde externo del alveolo del último incisivo y el anterior del canino.
- 6- longitud del diastema mayor, entre el borde posterior del alveolo del canino y el anterior del primer molariforme.
- 7- longitud de la serie incisiva, en línea recta entre el borde interno del primer incisivo y el externo del último.
- 8- diámetro transversal de los diferentes dientes.
- 9- diámetro antero-posterior de los mismos.
- 10- altura extra-alveolar de los mismos (corona).

Cuando existen espacios interdentarios se miden entre los bordes posteriores y anteriores de los alveolos de los dientes sucesivos.

Fig. 55- Medidas de los dientes (los números son los detallados anteriormente).



Otras técnicas no comunes desarrolladas en campaña

Actualmente, dependiendo del objetivo de trabajo se llevan a cabo otras técnicas de campo que permiten posteriores estudios de laboratorio.

Para estudios de cariotipo se realizan preparados de médula ósea usando técnicas in vivo que permiten posteriores coloraciones en el laboratorio; también se preservan tejidos para estudios bioquímicos, usando congelamiento rápido y se extraen muestras de sangre para estudios de hemoglobina o proteínas plasmáticas, de parásitos en sangre o de tipo inmunológico.

Los testículos de animales recién muertos son comúnmente utilizados para estudios de esperma.

Si se piensan hacer estudios histológicos, los tejidos deben ser retirados inmediatamente después de muerto el animal y fijados enseguida para prevenir deterioros post-mortem. El fijador más común es el formol neutralizado, en el cual los tejidos pueden ser dejados varios meses; sin embargo, ciertas técnicas de coloración requieren otros fijadores siendo necesario pasar los tejidos a alcohol para su conservación una vez fijados.

El alimento de pequeños animales como roedores e insectívoros generalmente es molido por los dientes por lo que el análisis del contenido estomacal requiere el uso de microscopio; esto obliga a disecar en el campo los estómagos de los ejemplares recién sacrificados, preservándolos en frascos con alcohol 80 %, haciendo antes una incisión en la pared estomacal para permitir que el alcohol alcance el contenido.

La recolección de parásitos externos ya ha sido descrita en la página 34. Los endoparásitos más comunes son trematodos (viven en el tracto digestivo, hígado, pulmones y otros órganos internos), cestodos (parasitan el intestino) y nematodos (se encuentran en la mayoría de los órganos e incluso en músculos); todos deben conservarse en alcohol 70 %.

CALCULO DEL TAMAÑO DE POBLACIONES DE MAMIFEROS POR METODOS DE CAPTURA, MARCADO, RECAPTURA

Originalmente el método de identificación por marcas fué propuesto por el biólogo danés C.J.PETERSEN (1891) para el estudio de poblaciones de peces marinos. En 1930 el sistema fué popularizado por F.C.LINCOLN al aplicarlo en el estudio de aves de caza y establecer un índice que en la literatura especializada se identifica con su nombre. A partir de ese índice se han elaborado sistemas de cálculo más complejos teniendo en cuenta que las poblaciones animales experimentan cambios a través del tiempo en lo que se refiere a tamaño y estructura.

El método en esencia consiste en la captura de los ejemplares, su identificación mediante marcas apropiadas, su puesta en libertad en el lugar correspondiente a la última captura y su recuperación posterior.

Para que el método seleccionado sea válido debe ajustarse al cumplimiento estricto de ciertas condiciones en lo que respecta a la calidad de las marcas, manejo de los ejemplares capturados, comportamiento de los ejemplares sometidos a operaciones de captura y recaptura a nivel poblacional e individual (ver MARGALEF 1977:338).

Para una aplicación práctica, se analiza el comportamiento de una especie de ratón de campo *Akodon azarae* integrante de una comunidad vegetal de *Paspalum-Spartina* y asociado a otros cricétidos en el área. Los datos de captura-recaptura (Tabla I) corresponden a siete días corridos en el mes de mayo (época de máxima densidad).

Tabla I. Capturas-recapturas registradas en mayo

marca/día	1	2	3	4	5	6	7	totales
067	+	+	+	+	-	+	+	6
071	+	-	-	-	-	-	+	2
076	+	+	-	-	+	-	+	4
080	+	+	+	+	+	+	+	7
081	+	-	-	+	-	+	+	4
082	+	+	+	+	+	+	-	6
083	+	+	-	-	+	-	+	4
041	+	+	-	-	-	-	-	1
084	+	-	-	-	+	+	-	3
086	+	+	-	-	+	-	-	3
088	+	+	+	+	+	+	+	6
091	+	+	+	+	+	-	-	4
092	+	-	+	+	+	-	-	4
058	+	+	-	-	-	-	-	1
093	+	-	-	-	+	+	+	3
061	+	+	+	+	-	-	-	2
095	+	+	+	+	-	-	-	2
102	+	+	+	+	-	-	-	1
capturados	7	11	8	9	12	8	8	63
sin marcas	7	6	2	2	1	0	0	18
con marcas	-	5	6	7	11	8	8	45

calcula mediante el índice:

$$\bar{N} = \frac{M \times n}{m} \quad \text{donde}$$

\bar{N} = índice de tamaño de la población en el área de estudio,

M = número de ejemplares capturados, marcados y liberados el día 1 = 7

n = número total de ejemplares capturados el día 2 (con y sin marcas) = 11

m = número de ejemplares capturados el día 2 con marcas del día 1 = 5

el valor calculado $\bar{N} = 15,4$ ejemplares

se calcula la desviación standard mediante la formula:

$$SD^2 = \frac{H^2 n (n - m)}{m^3}$$

cuando el número de capturas-recapturas es bajo y a los efectos de evitar un factor de nulidad BAILEY (1951) propuso la siguiente modificación en el cálculo del índice \bar{N} :

$$\bar{N} = \frac{M (n + 1)}{m + 1} \quad \text{y} \quad SD^2 = \frac{H^2 (n + 1) (n - m)}{(m + 1)^2 (m + 2)}$$

los valores calculados son respectivamente 14 y 3.74 para \bar{N} y SD

Este método ha sido aplicado por STRANDGAARD (1967) para el estudio de una población de corzos *Capreolus capreolus* en Dinamarca. Se marcaron con collares reflectantes 70 (M) ciervos, durante el período febrero a mayo se efectuaron recuentos anotándose la frecuencia de ejemplares observados con y sin collares. En total se realizaron 1735 registros de observación (n) con una frecuencia de 1336 con collares (m), se aplicó para el cálculo la forma corregida de Bailey.

$$N = \frac{70 (1735 + 1)}{1336 + 1} = 91 \text{ ciervos}$$

$$SD^2 = \frac{70^2 (1735 + 1) (1735 - 1336)}{(1336 + 1)^2 (1336 + 2)} = 1.$$

METODO DE CAPTURA TRIPLE o de BAILEY (1951-1952)

Deriva del método anterior, se analizan los datos de los tres primeros días de muestras (Tabla I) estimándose un valor índice correspondiente al día 2. Aplica la relación de proporción entre el número de ejemplares marcados y liberados los días 1 y 2 con los de los recapturados el último día (3) con marcas de los dos días anteriores:

$$\frac{M_1}{M_2} = \frac{m_{31}}{m_{32}} \quad \text{si} \quad N_2 = \frac{M_1 n_2}{m_{21}} \quad (\text{índice Lincoln-Petersen})$$

$$\text{reemplazando} \quad N_2 = \frac{M_2 n_2 m_{31}}{m_{21} m_{32}}$$

los subíndices 1 y 2 identifican respectivamente a los ejemplares marcados y liberados los días 1 y 2, los subíndices 21, 31 y 32 corresponden respectivamente a individuos capturados el día 2 con marca del día 1, el día 3 con marca del día 1 y el día 3 con marca del día 2.

De acuerdo a los datos de la tabla I

$$\bar{N}_2 = \frac{11 \times 11 \times 3}{5 \times 3} = 24.2 \text{ ejemplares}$$

aplicando el factor de corrección

$$\bar{N}_2 = \frac{M_2 (n_2 + 1) m_{31}}{(m_{21} + 1) (m_{32} + 1)} = 16.5 \text{ ejemplares}$$

la desviación standard para la primera forma es:

$$SD^2 = M_2^2 \left(\frac{1}{m_{21}} + \frac{1}{m_{31}} + \frac{1}{m_{32}} - \frac{1}{n_2} \right) = 9.27$$

para capturas corregidas:

$$SD^2 = M_2^2 - \frac{n_2^2 (n_2 + 1) (n_2 + 2) m_{31} (m_{31} - 1)}{(m_{21} + 1) (m_{21} + 2) (m_{32} + 1) (m_{32} + 2)} = 10.9$$

se supone que durante el tiempo de duración de la experiencia la tasa de supervivencia es constante y no se producen cambios significativos en el tamaño de las poblaciones, tratándose de una POBLACION CERRADA, correspondiente a un MODELO DETERMINISTICO.

METODO DE JOLLY (1965)

Modelo ESTOCASTICO ya que tiene en cuenta la probabilidad de sobrevivencia durante el tiempo de la experiencia y que la población experimenta cambios numéricos debido a natalidad e inmigración y muertes más emigración.

Los datos extraídos de la Tabla I se ordenan de la siguiente forma:

Tabla II.

n_i	s_i							
7	7	1						
11	11	5	2					
8	8	0	6	3				
9	9	1	1	5	4			
12	12	0	3	1	7	5		
8	8	0	0	1	2	5	6	
8	8	1	0	0	0	2	5	7
$R_i =$		7	10	7	9	7	5	

n_i = ejemplares capturados el día de muestreo con/sin marcas,

s_i = ejemplares liberados con marcas del día de muestreo,

R_i = número de ejemplares liberados en un muestreo que pueden ser capturados en un muestreo o muestreos posteriores, los números 1 a 7 identifican al día o fecha de muestreo.

los datos se reordenan en la Tabla III sumando en forma acumulada las cifras de recapturas de la Tabla II

Tabla III.

1	2							
5	6	3	4					
0	2	7						
1	2		4					
0	3	4	11	5				
0	0	1	3	8	6			
1	1	1	1	3	8	7		
$Z_i =$		2	6	6	4	3		

Z_i = ejemplares que no son capturados el día i de muestreo, pero que lo serán en ocasiones posteriores, llevan marcas previas al muestreo de ese día (ejemplo: los ejemplares 071 y 081 el día 2 no son recapturados, lo son en fechas posteriores ver Tabla I $Z_i = 2$. Para el día 4 los siguientes: 071, 076, 083, 084, 086 y 093 donde $Z_i = 6$)

m_i = número total de ejemplares capturados con marcas (recapturados) al producirse el muestreo del día i , por ejemplo: para el día 4 los ejemplares 067, 080, 081, 082, 088, 091 y 092 ($m_i = 7$), en general corresponden a los valores acumulados de la tabla III 5, 6, 7, 11, 8 y 8 y que no deben ser sumados en las respectivas columnas para el establecimiento de cada Z_i

Para el cálculo de los ejemplares existentes en la parcela de estudio para cada fecha de muestreo, se aplica la fórmula o índice de PETERSEN-LINCOLN

$$\bar{N}_i = \frac{M_i n_i}{m_i}$$

M_i = ejemplares marcados el día i que pueden ser recapturados en ocasiones posteriores (marcados a riesgo),

$$\bar{N}_i = \frac{s_i Z_i}{R_i} + m_i$$

otro valor que se calcula es el de la proporción de ejemplares marcados en el momento de la captura correspondiente al día i es:

$$d_i = \frac{m_i}{n_i}$$

reemplazando valores en la fórmula de \bar{N}_i el tamaño de la población en el día del muestreo i es:

$$\bar{N}_i = \frac{M_i}{d_i}$$

y

$$\bar{N}_i = \frac{M_i}{n_i}$$

la probabilidad de que un ejemplar marcado y liberado el día i sobreviva hasta la próxima fecha de captura ($i + 1$) o la tasa de supervivencia entre muestreos consecutivos es:

$$\rho_i = \frac{N_{i+1} - 1}{N_i - m_i + s_i}$$

por ejemplo para el día 3:

$$\rho_3 = \frac{13}{12,86 - 6 + 8} = 0.875$$

otro valor calculado corresponde a la tasa de incremento (ejemplares reclutados por nacimiento o inmigración entre muestreos sucesivos (i e $i + 1$)):

$$B_i = N_{i+1} - \rho_i (N_i - m_i + s_i)$$

ejemplo para el día 3:

$$B_3 = 23.4 - 0.875 (17.1 - 8 + 8) = 3.44$$

Tasa de pérdidas (muerte o inmigración entre sucesivos muestreos (i e $i + 1$)):

$$P_i = 1 - \rho_i$$

para el día 3

$$P_3 = 1 - 0.875 = 0.125$$

Índice de dilución

$$q_i = 1 - \frac{B_i}{\rho_{i+1} + 1}$$

para el día 3

$$q_3 = 1 - \frac{3.44}{1.190} = -6.09$$

los resultados se presentan en forma de tabla o cuadro:

Cuadro I.

fecha	d_i	M_i	N_i	ρ_i	B_i	P_i	q_i
1	-	0	-	0.654	-	-	-
2	0.454	7.2	15.86	0.974	1.62	0.026	-0.85
3	0.750	12.86	17.10	0.875	3.44	0.125	-6.09
4	0.555	13.00	23.40	1.190	2.86	-0.190	-3.27
5	0.583	17.86	30.70	0.678	-0.32	0.322	-
6	0.625	12.80	20.50	-	-	-	-
7	0.625	-	-	-	-	-	-

se calculan las varianzas debidas a errores de estimación que serán mínimas cuando el número de recapturas es grande:

$$\begin{aligned} V(\bar{N}_i)/2 &= N_i(N_i - m_i) \left\{ \frac{M_i - m_i + s_i}{M_i} \left(\frac{1}{R_i} - \frac{1}{s_i} \right) + \frac{1 - d_i}{m_i} \right\} - N_i \\ V(\rho_i)/2 &= \rho_i^2 \left\{ \frac{(M_i + 1 - m_{i+1})(M_{i+1} - m_{i+1} + s_{i+1})}{N_{i+1}^2} \left(\frac{1}{R_{i+1}} - \frac{1}{s_{i+1}} \right) + \frac{M_i - m_i}{N_i - m_i + s_i} \right. \\ &\quad \left. \left(\frac{1}{R_i} - \frac{1}{s_i} \right) + \frac{1 - \rho_i}{M_{i+1}} \right\} \end{aligned}$$

METODO DE EXTRACCION CONTINUA o ELIMINACION PROGRESIVA

Propuesto por DE LURY (1947) y HAYNE (1949) consiste en la comparación entre el número de individuos capturados para cada día y el número acumulado de ejemplares previamente capturados. Las capturas diarias se registran sobre el eje de ordenadas, las capturas acumuladas sobre el de las abscisas. Los puntos obtenidos en el diagrama corresponden al número de ejemplares capturados y removidos de la población. El cálculo de la ecuación de regresión lineal

$$y = -ax + b$$

permite determinar el punto intersección entre la recta y el eje de las abscisas cuyo valor numérico corresponde al del tamaño de la población inicial en el área de estudio.

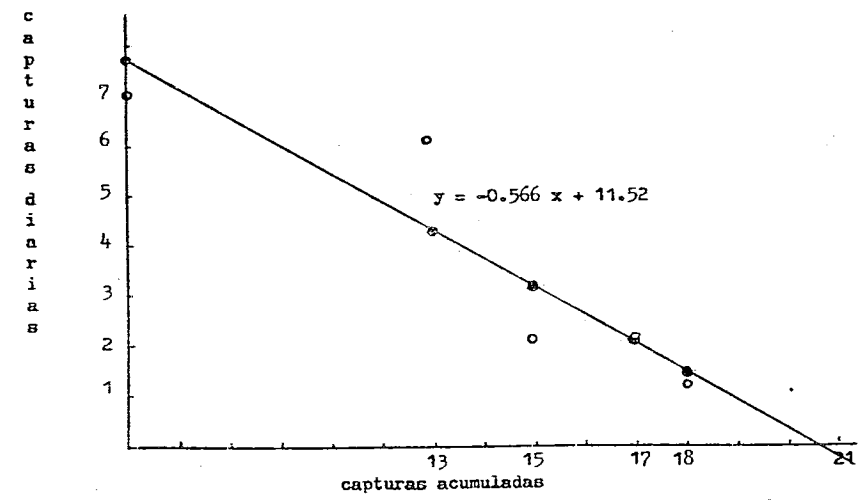
Para que el método sea aplicable el número de individuos capturado por día debe ser decreciente, ya que se están eliminando de la población. En el caso de observarse una tendencia de incremento, la ecuación de regresión se calcula solo para los primeros días cuando la tendencia es decreciente. Se supone que la aparición de nuevos individuos en el área y que determinan en días posteriores un incremento indeseable puede deberse a la invasión del área de ejemplares atraídos por los cebos.

Generalmente se utilizan trampas de captura muerta o los individuos capturados no son restituidos a la población. Una variante utilizada cuando se aplica un sistema de captura-marcado-recaptura consiste en el registro diario de capturas de solo los ejemplares sin marcas previas.

Como ejemplo se utilizan los datos correspondientes de la tabla I, como referencia se repiten los resultados en el cuadro II

	1	2	3	4	5	6	7
total capturados del día	7	11	8	9	12	8	8
recapturados	-	5	6	7	11	8	8
capturados sin marcas previas	7	6	2	2	1	0	0

Sobre un gráfico de coordenadas se vuelcan los datos correspondientes a las cifras de capturados sin marcas previas para cada día (eje y) y los de capturas acumuladas (eje x)



Calculo del valor de la recta de regresión

	X	Y	$x = X - \bar{X}$	$y = Y - \bar{Y}$	x^2	xy
	7	7	-7	3.4	49	-23.8
	13	6	-1	2.4	1	-2.4
	15	2	1	-1.6	1	-1.6
	17	2	3	-1.6	9	-4.8
	18	1	4	-2.6	16	-10.4
sumatoria	70	18	0	0	76	-43.0
promedio	14	3.6				

$$y = \frac{\sum xy}{\sum x^2} x \quad \text{reemplazando valores} \quad y = \frac{-43}{76} x = -0.566 x$$

se reemplazan valores x e y

$$Y - \bar{Y} = -0.566 (X - \bar{X})$$
$$Y - 3.6 = -0.566 X + 7.92$$
$$Y = -0.566 X + 11.52$$

los valores sucesivos calculados de Y son $Y_1 = 7.56$; $Y_2 = 4.16$; $Y_3 = 3.03$; $Y_4 = 1.9$ e $Y_5 = 1.332$.

el punto de intersección de la recta con el eje de las abscisas estimador de una población inicial integrada entre 20 y 21 ejemplares al momento de iniciarse las capturas.

De acuerdo a los valores calculados por distintos métodos, se estima la DENSIDAD RELATIVA para una especie (número de individuos por unidad de superficie, se considera como tal una hectárea -Ha). El área de muestreo cubre una superficie de 0.54 Ha

Cuadro IV. Estimación de la densidad relativa comparada.

Petersen-Lincoln		Bailey		Jolly		Regresión	
0.5 Ha	1. Ha	0.5 Ha	1. Ha	0.5 Ha	1. Ha	0.5 Ha	1 Ha
42.4 14.0	20.7 25.9	24.2 16.5	44.8 30.5	20.5	37.9	20.6	38.1

- 1- Allen, A. A. 1921. "Banding bats". Journal of Mammalogy 2 (1): 53-57.
- 2- American Society of Mammalogist, Committee of Marine Mammals. 1967. "Standard measurements of seals". Journal of Mammalogy 48 (3): 459-462.
- 3- Azcarate, I.. 1980. "Sociobiología y manejo del Capibara (Hydrochaeris hydrochaeris)". Doñana Acta Vertebrata 7: 1-228.
- 4- Bailey, V.. 1927. "Beaver habits and experiments in beaver culture". U.S. Dept. Agric., Tech. Bull. 21: 1-39.
- 5- Bailey, N. T.. 1951. "On estimating the size of a mobile population from recapture data". Biometrika 38: 293-306.
- 6- Bang, P. y P. Dahlsstrom. 1970. "Collins guide to animals tracks and signs". Collins Ed., Londres.
- 7- Bergerud, A., A. Butt, H. Russell y H. Whalen. 1964. "Immobilization of New foundland caribou and moose with succinylcholine chloride and Captur equipment". Jour. Wild. Mgmt. 28 (1): 49-53.
- 8- Cajal, J. L.. 1976. "Una población de Didelphis albiventris según el método de Boguslavsky". Physis serie C 35 (91): 243-249.
- 9- Cajal, J. L.. 1981. "Estudios preliminares sobre el área de acción en marsupiales (Mammalia-Marsupialia)". Physis serie C 40 (98): 27-37.
- 10- Cárdenas, J.. 1984. "La cerbatana como medio de inmovilización química a distancia en Pinnípedos". Serie cient. INACH 31: 179-187.
- 11- Clover, M. R.. 1956. "Single gate deer trap". Calif. Fish. Game 42: 199-201.
- 12- Condy, P. R. y M. N. Bester. 1975. "Notes on the tagging of seals on Marion and Gough island". S. Afr. Jour. Ant. Res. 5: 45-47.
- 13- Chani, J. M.. 1980. "Guía de métodos de captura para el estudio de los Vertebrados". Univ. Nac. de Mar del Plata, Mar del Plata.
- 14- Chitty, D.. 1937. "A ringing technique for small mammals". J. Anim. Ecology 6: 36-53.
- 15- Davis, D. E.. 1956. "Manual for analysis of rodent populations". The Pennsylvania St. Univ., Pennsylvania.
- 16- De Lury, D. S.. 1947. "On the estimation of biological populations". Biometrics 3: 145-167.
- 17- Franklin, W. L.. 1986. "A roadside technique using scent lures for measuring relative white tailed deer abundance". Proc. Iowa Acad. Sci. 93 (2): 44-47.
- 18- Flook, D., J. Robertson, O. Hernanrude y H. Buechner. 1962. "Succinylcholine chloride immobilization of North American elk". J. Wild. Mgmt. 26 (3): 334-336.
- 19- Gates, C. E.. 1969. "Simulation study estimations for the line transect sampling method". Biometrics 25: 317-328.
- 20- Gebczynska, Z.. 1966. "Estimation of rodent numbers in a plot of Querceto-Carpinetum Forest". Act. Theriologica XI (11): 315-328.
- 21- Goodall, J.. 1986. "En la senda del hombre". Biblioteca Cient. Salvat nº 23, Barcelona.

- 22- Green, A.. 1979. "Density estimate of the larger mammals of Arli National Park, Upper Volta". *Mammalia* 43 (1): 59-70.
- 23- Griffin, D.. 1934. "Marking bats". *Ibid* 15: 202-207.
- 24- Hayne, D. W.. 1949. "Calculation of size of home range". *Journal of Mammalogy* 30 (1): 1-18.
- 25- Hayne, D. W.. 1949. "Two methods for estimating populations from trapping records". *Journal of Mammalogy* 30: 399-411.
- 26- Hofman, R. J.. 1975. "Distribution patterns and population structure of Antarctic seals". A thesis of The Faculty of Graduate School of The Univ. of Minnesota.
- 27- Hugie, R. D.. 1977. "El empleo de sustancias químicas en el manejo de la Fauna Silvestre". *Parques* 2 (3): 19-22.
- 28- Jefferson, R. T. y W. L. Franklin. 1986. "Behavioral considerations in the live capture of Guanacos with Spring-activated foot snares". *Proc. Iowa Acad. Sci.* 93 (2): 48-50.
- 29- Jensen, B.. 1968. "Preliminary results from the marking of foxes (*Vulpes vulpes*, L.) in Denmark". *Danish Review of Game Biology* 5 (4): 3-8.
- 30- Jolicœur, P.. 1959. Multivariate geographical variation in wolf *Canis lupus* L.". *Evolution* XIII (3): 283-299.
- 31- Jolly, G. M.. 1965. "Explicit estimates from capture-recapture data with both death and immigration stochastic model". *Biometrika* 52 (1-2): 225-247.
- 32- Justice, K. E.. 1961. "A new method for measuring home range of small mammals". *Journal of Mammalogy* 42: 462-470.
- 33- King, J.. 1959. "The northern and southern populations of *Arctocephalus gazelle*". *Mammalia* 23: 19-40.
- 34- Leopold, A. S., I. Riney, R. McCain y L. Tevis. 1951. "The Jawbone deer herd". *Calif. Dept. Nat. Res. Div. Fishgame, Game Bull.* 4.
- 35- Lincoln, F. C.. 1930. "Calculating water fow abundance on the basis of banding return". *U.S. Dept. Agric. circ.* 118.
- 36- Lunduska, J. P.. 1942. "A new technique for marking fox squirrels". *J. Wild. Mgmt.* 6: 93-94.
- 37- Meunier, M. y A. Solari. 1979. "Estimation de la densité de population à partir des captures-recaptures: application au campagnol des champs". *Mammalia* 43 (1): 1-24.
- 38- Mossman, A. S., P. Johnstone, C. Savoy y R. Dasmann. 1963. "Neck snare for live capture of African Ungulates". *J. Wild. Mgmt.* 27 (1): 132-135.
- 39- Museu Anchieta, 1981. "Manual aplicado as Ciências Naturais". Museu Anchieta, serie Divulgação nº 1.
- 40- Nagorsen, D. W. y R. L. Peterson. 1980. "Mammal Collectors' Manual". Royal Ontario Museum, Ontario.
- 41- O'Farrel M., D. Kaufman y D. Lundahl. 1972. "Use of live trapping with the assesment line method for density estimation". *Journal of Mammalogy* 58 (4): 575-582.
- 42- Ojasti, J.. 1973. "Estudio biológico del chiguire o capibara". Fondo Nac. de Invest. Agrop., Caracas.

- 43- Payne R. y V. Rowntree. 1984. "Un catálogo fotográfico de ballenas individuales avistadas en las aguas alrededor de la Península Valdés, Argentina". World Wildlife Found, Massachusetts.
- 44- Pearson H., A. Smith y P. Urness. 1963. "Effects of succinylcholine chloride on mule deer". *J. Wild. Mgmt.* 27 (2): 297-299.
- 45- Petersen, C. G.. 1896. "The yearly immigration of young plaice into the Linfjord from the German sea". *Rept. Danish Biol. St. for 1895 nº 6: 1-77.*
- 46- Ratte, P. y K. Zub. 1972. "Practical experience with Rompun in the immobilization of game". *Vet. Med. Rev.* 3 (4): 226-238.
- 47- Robinette W. L., C. L. Loveless y D. A. Jones. 1974. "Field test of strip census methods". *J. Wild. Mgmt.* 38: 81-96.
- 48- Rodriguez Jimenez, F. L.. 1972. "Reptiles y mamíferos ibéricos". Ed. Doncel, Col. Libro Joven de Bolsillo nº 29, Madrid.
- 49- Ross, R. C.. 1934 "Age and fecundity of mule deer (*Odocoileus hemionus hemionus*)". *Ibid* 15: 72.
- 50- Shaw, W. 1925. "Breeding and development of the Columbian Squirrel". *Ibid* 6: 106-113.
- 51- Siniff, D. B., D. P. Master, R. J. Hofman y L. Liberhardt. 1977. "An analysis of the dynamics of a Waddell seal population". *Ecol. Monogr.* 47: 319-385.
- 52- Steward, J. M.. 1972. "Observations on the restraint and immobilization of incinrollable cattle with Rompun". *Vet. Med. Rev.* 3 (4): 197-204.
- 53- Stirling, I.. 1966. "A technique for handling live seals". *Journal of Mammalogy* 47 (3): 543-544.
- 54- Strandgaard, H.. 1967. "Reliability of the Petersen method tested on a roe-deer population". *J. Wild. Mgmt.* 31: 643-651.
- 55- Talbot, L. y H. Lamprey. 1961. "Immobilization of free-ranging east African ungulates with succinylcholine chloride". *J. Wild. Mgmt.* 25 (3): 303-309.
- 56- Trebbau, P.. 1978. "Manual de seguridad para cuidadores de animales en parques zoológicos (Manejo de animales en cautiverio)". Inst. Nac. de Parques, Caracas.
- 57- Vergani, D. y H. Spairani. 1984. "Elefante I: Estudio del crecimiento durante la lactancia en el elefante marino del sur, *Mirounga leonina* Linn.". *Contr. del IAA* 270: 93-118.
- 58- Webb, W. G.. 1942. "Notes on a method for measuring snowshoe hare populations". *J. Wild. Mgmt.* 6: 67-69.